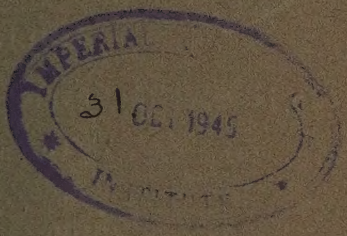
BULLETIN
DE LA
SOCIÉTÉ ROYALE DE BOTANIQUE DE BELGIQUE

TOME LXXIII. — DEUXIÈME SÉRIE
TOME XXIII. — FASC. 1 et 2.
1940 - 1941



IMPRIMERIE
J. DUCULOT
GEMBLOUX

Prière d'adresser les envois de livres, bulletins, etc., pour la Société Royale de Botanique de Belgique à l'adresse ci-après :

BIBLIOTHÈQUE

de la Société Royale de Botanique de Belgique

SIÈGE SOCIAL : JARDIN BOTANIQUE DE L'ÉTAT

236, rue Royale

BRUXELLES-BELGIQUE

BULLETIN DE LA SOCIÉTÉ ROYALE DE BOTANIQUE DE BELGIQUE

BULLETIN

DE LA

Société Royale de Botanique de Belgique

ASSOCIATION SANS BUT LUCRATIF

fondée le 1er Juin 1862.

Publié avec l'aide de la Fondation Universitaire de Belgique.

TOME LXXIII

DEUXIÈME SÉRIE — TOME XXIII

BRUXELLES

AU SIÈGE DE LA SOCIÉTÉ : JARDIN BOTANIQUE DE L'ÉTAT

1940-1941

Composition du Conseil d'Administration de la Société Royale de Botanique de Belgique pour l'année 1940.

Président : M. P. MARTENS (1939-1940).

Vice-Présidents : MM. M. HOMÈS, et P. VAN OYE (1939-1940)

Secrétaire : M. E. MARCHAL (1937-1942).

Trésorier-Bibliothécaire : M. E. VAN AERDSCHOT (1937-1942)

Membres :

MM. A. CULOT, P. DUVIGNEAUD, G. VERPLANCKE (1938-1940).

MM. L. HAUMAN, P. MANIL, W. ROBYNS (1939-1941).

MM. R. BOUILLENNE, A. CHARLET, l'abbé V. JUNGERS (1940-1942).

M. G. FUNKE (1940).

DESMIDIÉES DE LA CAMPINE BELGE

ÉTUDE BIOGÉOGRAPHIQUE

PAR **Paul van OYE** (Gand)
avec le concours de **Gaston CORNIL** (Philippeville).

I.

INTRODUCTION

En 1935 l'un de nous, examinant la dispersion des genres de Desmidiées, *Micrasterias* et *Closterium* en Belgique, fait remarquer combien la distribution des algues de Belgique et leur écologie sont peu connues.

Depuis l'édition du Tome I, en 1898, du prodrome de la flore de Belgique par DURAND et DE WILDEMAN, et qui relatait les 197 espèces connues, la floristique des Desmidiées a fait de sérieux progrès, puisque, en 1930 KUFFERATH mentionne 366 espèces.

On ne peut en dire autant de l'étude de l'écologie, ni de la sociologie ni de la répartition géographique des algues de Belgique.

Quelques données restreintes sont seules venues enrichir notre documentation biologique et écologique en la matière.

L'étude qui suit a pour but de faire connaître les Desmidiées du district Campinien.

Tout comme nous avons procédé lorsqu'il s'agissait du district sub-alpin de notre pays, nous ne nous sommes pas bornés à l'énumération des espèces trouvées, mais nous avons tâché de voir ce qui explique leur répartition dans notre pays.

Notre étude a été commencée il y a plusieurs années dans le laboratoire de l'Institut Biogéographique de l'Université de Gand. Elle fait partie d'une série de travaux concernant la flore et la faune microscopiques de nos eaux douces.

Le matériel a été récolté pendant plusieurs années de suite comme l'indique la liste des données qui le concernent. L'examen en a été commencé par M. J. BRUYNEEL, étudiant en médecine, qui s'était proposé de faire une étude sur les Desmidiées

de la Campine belge. Malheureusement M. BRUYNEEL a dû cesser son travail avant d'avoir pu le mener à bonne fin.

J'ai repris l'étude commencée et j'ai eu la chance de trouver M. GASTON CORNIL prêt à m'aider.

Nous avons collaboré de la façon suivante : une partie du matériel collectionné fut envoyé à M. CORNIL qui l'a examiné à son tour et a réalisé une grande partie des dessins des espèces trouvées ; j'ai dessiné les autres spécimens et je me suis occupé de la rédaction des résultats de nos recherches.

Voici le résultat de notre collaboration.

C'est un aperçu de la flore desmidienne de la Campine qui est une contrée très importante en ce qui concerne notre sujet.

Grâce aux travaux de HEIMANS sur les Desmidiées de la contrée d'Oisterwijk, située au nord de notre Campine belge ; aux travaux de BEYERINCK sur les mares de bruyère de DRENTE situées plus au nord, et au travail de DONAT sur la contrée située au nord-ouest de l'Allemagne, nous avons pu établir une comparaison entre les résultats de ces auteurs et les nôtres et nous sommes arrivés à une conclusion dépassant les limites de la biogéographie de notre pays.

Au cours des différentes excursions faites avec les étudiants de l'Université de Gand nous avons prélevé des échantillons qui ont été incorporés dans les collections de l'Institut de biogéographie, comme il a été expliqué à différentes reprises (Luyten 1934, van Oye 1927, 1933, 1935). Les méthodes de récolte sont toujours les mêmes. Il est donc inutile de les décrire à nouveau.

Pour la détermination nous nous sommes basé sur la monographie des WEST les ouvrages de COOKE, MIGULA, COMÈRE et surtout KRIEGER pour les genres que cet auteur a déjà traités dans l'ouvrage : *Rabenhorst's Kryptogamen Flora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz Band* 13 Abt 1. Teil 1. *Closterium, Docidium, Euastrum, Pleurotaenium, Tetmemorus, Micrasterias.*

Plus que d'autres contrées, la Campine a été examinée au point de vue de la floristique algologique. Ainsi nous voyons que, sur 197 espèces et variétés de Desmidiées citées dans le premier tome du Prodrome de la flore belge pour toute la Belgique, DE WILDEMAN en cite 155 trouvées en Campine n. l. KUFFERATH en faisant le relevé total des espèces trouvées en Belgique jusqu'en 1930 arrive à 366. Nous ne connaissons que le travail de CONRAD et KUFFERATH (1912) qui mentionne 17 espèces trouvées dans des stations situées en Campine ce qui nous permet de conclure que de 169 nouvelles espèces pour la Belgique trouvées entre 1898 et 1930 il n'y en a que fort peu qui intéressent la Campine.

Depuis lors 5 études ont paru sur les algues de la Belgique dans lesquelles des stations situées en Campine sont relatées, une de DE WILDEMAN, une de CORNIL et trois de VAN MEEL, mais ces travaux ne constituent pas un apport important pour le district campinien.

Ce qui précède résume la situation actuelle. Au moment où notre travail était terminé nous avons reçu les fascicules 3-4 du tome VIII de la *Revue Algologique*, avec une étude de H. KUFFERATH dans laquelle cet auteur cite 85 Desmidiées trou-

vées en Campine. Pour autant qu'il était encore possible nous avons tenu compte de ce travail.

Malheureusement, depuis l'apparition du tome premier du Prodrome la nomenclature et la systématique des Desmidiées ont été remaniées complètement.

Le grand travail que nécessiterait une mise au point, en tenant compte des synonymies et des nouvelles dénominations est superflu pour le but que nous envisageons.

* * *

On peut admettre que le nombre des Desmidiées de la Campine atteint 200. Nous avons déterminé 157 espèces qui se répartissent comme suit :

	Prodrome	Présent travail.
Arthrodesmus	3	4
Closterium	23	23
Cosmarium	30	57
Desmidium	2	5
Docidium	4	1
Euastrum	19	19
Gymnozyga	1	1
Hyalotheca	2	1
Micrasterias	11	11
Penium	9	2
Pleurotaenium		6
Sphaerozosma	3	2
Spondylosium		1
Staurastrum	37	17
Tetmemorus	3	4
Xanthidium	3	3

Dans le présent travail nous n'avons tenu compte que des données de la littérature belge pour autant qu'il s'agissait de la Campine.

Alors que nous arrivons à un chiffre de 157 espèces et variétés, HEIMANS mentionne 234 espèces et variétés pour la région d'Oisterwijk, BEYERINCK, 211 pour les environs de Wijster et DONAT, 256 espèces pour le nord-ouest de l'Allemagne.

Ces données ont une grande importance eu égard à nos conclusions générales.

Notre étude visant avant tout un point de vue écologique et géographique nous avons examiné avec beaucoup d'attention les résultats des recherches de HEIMANS dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et ceux de BEYERINCK dans les biotopes identiques de Drente. D'autre part, nous avons examiné avec la même attention les études faites dans la Lüneburgerheide, parce que cette contrée se trouve encore plus au nord et s'éloigne encore davantage de la Campine belge.

Il m'a paru intéressant de rapprocher les données que fournit l'étude de la Cam-

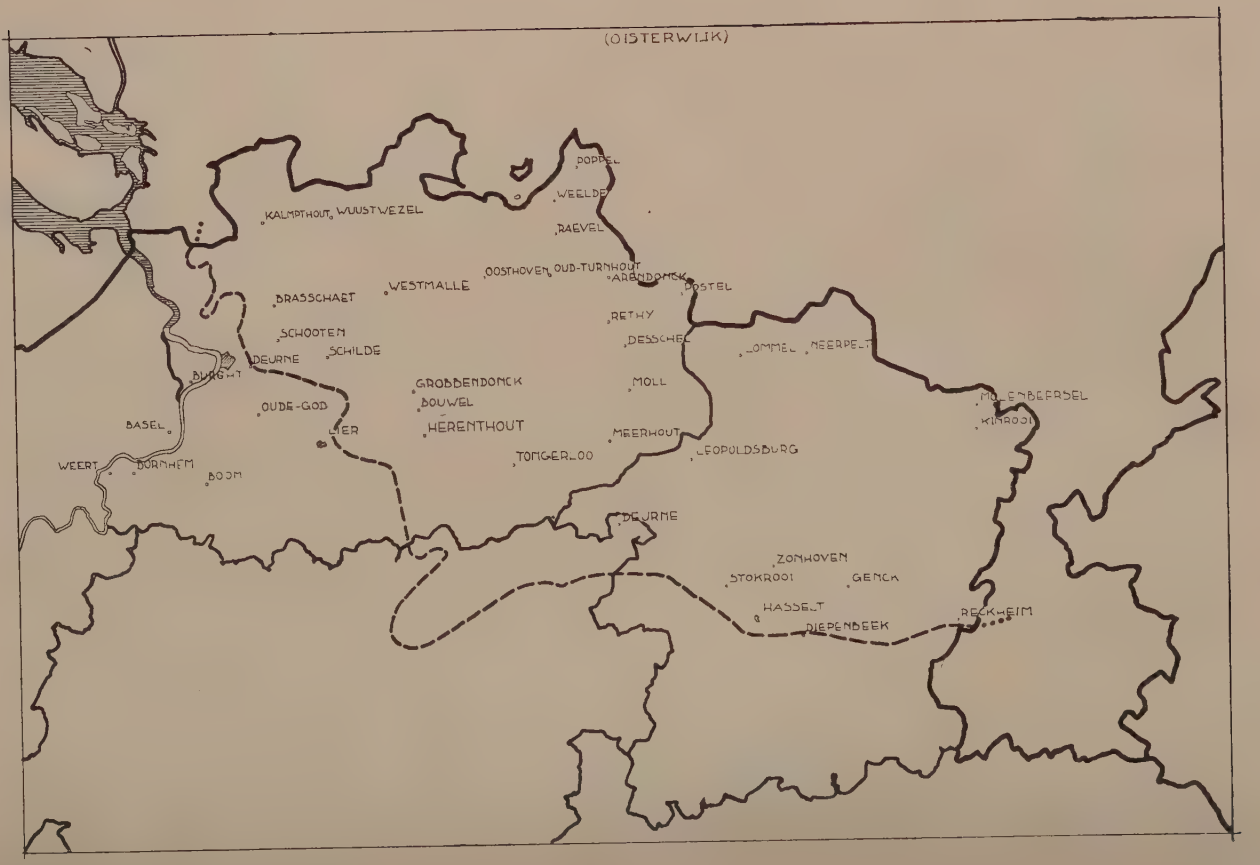

(OISTERWIJK)
POPPEL
WEELDE
KALMPTHOUT
WUUSTWEZEL
RAEVEL
OOSTHOVEN
OUD-TURNHOUT
ARENDONCK
POSTEL
WESTMALLE
BRASSCHAET
RETHY
SCHOOTEN
DESSCHEL
SCHILDE
DEURNE
BURGHT
GROBBENDONCK
MOLL
OUDE-GOD
DOUWEL
BASEL
LIER
HERENTHOUT
MEERHOUT
WEERT
DORNHEM
BOOM
TONGERLOO
LEOPOLDSBURG
DEURNE
ZONHOVEN
STOKROOI
GENCK
HASSELT
DIEPENBEEK
BECKHEIM

FIG. 1.

pine avec celle des mares de bruyère d'Oisterwijk, de Drente et de la Lüneburgerheide à cause de leur ressemblance écologique.

En effet, la plaine campinoise se continue d'une façon ininterrompue en Hollande par les bruyères d'Oisterwijk. Poursuivant notre examen dans les régions avoisinantes, nous avons remarqué que l'analogie subsistait dans les contrées situées plus au nord encore.

Mais d'autre part une comparaison avec les contrées situées plus au sud de la Campine s'imposait également.

Ce sont : 1) le Kraenepoel situé près de Bellem entre Gand et Bruges, qui présente une florule algologique complètement différente de tout ce qu'on trouve dans les provinces de la Flandre Occidentale et la Flandre Orientale.

2) la Haute Fagne qui, elle également présente une flore algologique caractéristique.

D'autre part un voyage en Suède où nous avons récolté du matériel de la plaine de Komosse et aux environs d'Abisko au nord du pays, nous a permis de comparer nos résultats avec la flore desmidienne de ces contrées de la Suède.

II

HABITATS AVEC LES ESPÈCES TROUVÉES

P. 3 Étang du Schriekenhof à Poppel
5 septembre 1932, heure 3 1/2 p. m. Pluie — —.
Température de l'air 17°6, de l'eau 18°4, Profondeur 0,5 M. pH 5,8
Euastrum ansatum Ehrenberg var. *dideltiforme* Ducellier

P. 4 Poppel Étang du Schriekenhof
comme le n° 3
Euastrum ansatum Ehrenberg var. *dideltiforme* Ducellier
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs
Penium phymatosporum Nordstedt

P. 12 Weelde. Mare de bruyère appelée « Groote Kletteraard »
6 septembre 1932, heure 5 1/2 p. m. Pluie —
Température de l'air 20°8, de l'eau 21°2, pH 6,3
Euastrum insigne Hassall
Micrasterias papillifera de Brebisson var. *glabra* Nordstedt

P. 13 Poppel. Étang du Schriekenhof
7 septembre 1932, heure 10 1/2 a. m.
Pluie + Température de l'air 17°8, de l'eau 18°, Profondeur 0,5 M ; pH 5,8
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs
Euastrum elegans (de Brebisson) Kuetzing
Euastrum ansatum Ehrenberg var. *dideltiforme* Ducellier
Euastrum didelta Ralfs

P. 18 Genk. Petit ruisseau.
30 octobre 1932, heure 11 1/2 a. m. Pluie — —
Température de l'air 12° C, de l'eau 9°2 C, pH 6,8
Closterium moniliferum (Bory) Ehrenberg
Cosmarium subspeciosum Nordstedt

P. 20 Genk. Mare de bruyère à *Phragmites*.
30 octobre 1932, heure 12 a. m. Pluie — —
Température de l'air 12° C, de l'eau 8° C, pH 6, 5 Filet fin.
Micrasterias Crux-Melitensis (Ehrenberg) Hassall
» *truncata* de Brebisson,
» *rotata* (Greville) Ralfs f. *evoluta* Turner
Pleurotaenium coronatum (de Brebisson) Rabenhorst var. *fluctuatum* W. West
Euastrum verrucosum Ehrenberg.

P. 21 Genk. Chemin vers Hasselt. Grande mare de bruyère.
30 octobre 1932, heure 3 1/2 p. m.
Pluie ++ Température de l'air 8°4 C, de l'eau 7°8 C, pH 6,4
Closterium setaceum Ehrenberg.

P. 23 Genk. Mare de bruyère « Groote ven »
30 octobre 1932, heure 3 1/2 p. m. Pluie ++
Température de l'air 8°4 C, de l'eau 7°8 C, pH 6,4
Staurastrum gracile Ralfs
Closterium setaceum Ehrenberg
Micrasterias truncata de Brebisson
Euastrum ansatum Ehrenberg var. *dideltiforme* Ducellier
Closterium costatum Corda.
Euastrum didelta, Ralfs.

P. 23bis Genk. Fosse près du « Groote ven »
30 octobre 1932, heure 4 p. m. Pluie ++
Température de l'air 8°4 C, de l'eau 7°8 C, pH 6,4
Euastrum ansatum Ehrenberg var. *dideltiforme* Ducellier
Closterium costatum Corda

P. 24 Genk. Marais.
30 octobre 1932, heure 3 p. m.
Euastrum oblongum Ralfs.

P. 30 Neerpelt. Hageven.
9 septembre 1933, heure 11 1/2 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 20°4 C, de l'eau 17° C, pH 4, Filet fin.
Athrodesmus incus (de Brebisson) Hassall f. *minor* W. et G. West
Xanthidium armatum (de Brebisson) Rabenhorst

Closterium didymotocum Ralfs
Cosmarium cucurbita de Brebisson
Gymnozyga moniliformis Ehrenberg var. *gracilescens* Nordstedt
Staurastrum muticum de Brebisson
Staurastrum brevispinum de Brebisson
Euastrum insigne Hassall.

P. 31 Neerpelt. Tourbière.
9 septembre 1933, heure 13 p. m. Pluie — — —
Température de l'air 24°C, de l'eau 18°3 C, pH 6,8
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer.

P. 32 Neerpelt. Tourbière.
9 septembre 1933, heure 13 p. m. Pluie — — —
Température de l'air 24°C, de l'eau 18°3, pH 6,8
Cosmarium reniforme (Ralsf) Archer.

P. 33 comme 31 et 32
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer
Closterium sinense Lütkemüller.

P. 37 Bourg Léopold. Étang à poissons.
10 septembre 1933, heure 9 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 14°8 C, de l'eau 13°4 C, pH 4,6. Filet à larges mailles.
Euastrum insigne Hassall.

P. 39 Bourg Léopold. Étang à poissons.
10 septembre 1933, heure 9 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 14°8 C, de l'eau 13°4, pH 4,6. Filet fin.
Euastrum insigne Hassall.

P. 40 Bourg Léopold. Étang à poissons.
Fond. Les autres données comme 37
Euastrum insigne Hassall.

P. 49 Deurne près de Diest. Tourbière
10 septembre 1933, heure 17 Pluie. — — —
Température de l'air 21°4 C, de l'eau 17°4 C, pH 6,5, Filet fin.
Cosmarium connatum de Brebisson
Cosmarium viride (Corda) Joshua.

P. 52 Lommel. Sablière près de la gare.
11 septembre 1933, heure 11 a. m. Pluie — — —
Température de l'air, 22°7 C, de l'eau 18°1 C, pH 4,6, Filet à larges mailles
Pleurotaenium trabecula (Ehrenberg) Naegeli, var. *rectum* (Delponte) W. et G. S. West
Tetmemorus Brebissonii (Meneghini) Ralfs var. *minor* de Bary.

P. 56 Lommel Sablonière.
11 septembre 1933, heure 11 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 22°7 C, de l'eau 18°1 C, pH 4,6, Filet fin.
Euastrum insigne Hassall
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs.

P. 70 Postel. Mare de Tourbière près du Canal
12 septembre 1933, heure 10,30 p. m. Pluie — — —
Température de l'air 21°2 C, de l'eau 17°8 C, pH 4,9
Spondylosium pulchellum Archer
Closterium ulna Focke
Arthrodesmus incus (de Brebisson) Hassal f. *minor* W. et G. S. West
Closterium intermedium Ralfs
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson
Cosmarium phaseolus de Brebisson
Cosmarium pseudoamoenum Wille
Closterium tumidum Johnson.
Closterium striolatum Ehrenberg
Staurastrum gracile Ralfs
Cosmarium pyramidatum de Brebisson
Euastrum insulare (Wittrock) Roy
» *humerosum* Ralfs
» *dubium* Naegeli
» *montanum* W. et G. S. West
» *bidentatum Nageli* var. *speciosum* (Boldt) Schmidle

P. 72 Arendonk. Mare de tourbière « Grensven »
12 septembre 1933, heure 12.30, a. m. Pluie — — —
Température de l'air 21°4 C, de l'eau 18°, pH 4,6, Filet à larges mailles
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson
Euastrum elegans (de Brebisson) Kuetzing.

P. 73 Arendonk. Mare de tourbière.
12 septembre 1933, heure 12.30 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 21°4 C, de l'eau 18° C, pH 4,6, Filet fin.
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson
Cosmarium cucurbita de Brebisson
Gymnozyga moniliformis Ehrenberg var. *gracilescens* Nordstedt
Spondylosium pulchellum Archer
Cosmarium phaseolus de Brebisson
Staurastrum paradoxum Meyen
» *furcatum* (Ehrenberg) de Brebisson
Closterium lineatum Ehrenberg
Arthrodesmus octocornis Ehrenberg

Closterium didymotocum Ralfs
Arthrodesmus incus (de Brebisson) Hassall f. *minor*. W. et G. S. West
Tetmemorus laevis (Kuetzing) Ralfs var. *minutus* (de Bary) Krieger
Closterium ulna Focke
Tetmemorus laevis (Kuetzing) Ralfs

P. 76 Arendonk. Neerhof.
12 septembre 1933, heure 16 Pluie — — —
Température de l'air 23°C, de l'eau 20°1 C, pH 4.5, Filet à larges mailles.
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson
Closterium costatum Corda var. *Westii* Cushman
Pleurotaenium minutum (Ralfs) Delponte.

P. 78 Ravels. Zwart water.
12 septembre 1933, heure 17.30 Pluie — — —
Température de l'air 20°C, de l'eau 19°C, pH 7,6, Filet à larges mailles.
Cosmarium rectangulare Grunow var. *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West.

P. 79 Comme 78, mais filet fin.
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer.

P. 80 Genk. Sledderloo.
27 Mars 1934, heure 10 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 9°9 C, de l'eau 6°4 C, pH 5,7, Filet à larges mailles.
Staurastrum orbiculare Ralfs
Cosmarium pyramidatum de Brebisson
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer
Euastrum elegans (de Brebisson) Kuetzing.

P. 83 Comme 80, mais filet fin.
Staurastrum gracile Ralfs
Euastrum elegans (de Brebisson) Kuetzing
Cosmarium pyramidatum de Brebisson.

P. 86 Genk. Mare le long de la route vers Hasselt
27 mars 1934, heure 15.30. Pluie — — —
Température de l'air 13° C, de l'eau 11° C, pH 6, Filet à larges mailles.
Staurastrum orbiculare Ralfs
Staurastrum gracile Ralfs

P. 87 Genk. Mare le long de la route vers Hasselt. Petit pont.
27 mars 1934, heure 15.30, Pluie — — —
Température de l'air 13° C, de l'eau 11° 6 C, pH 5, Filet à fines mailles
Micrasterias Jenneri Ralfs
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs

Euastrum crassum (de Brebisson) Kuetzing
Euastrum ampullaceum Ralfs.

P. 89 Genk. Grande mare le long du chemin vers Hasselt.
27 mars 1934, heure 16 Pluie — — —
Température de l'air 13° C, de l'eau 11°6,pH 5, Filet à fines mailles.
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs.

P. 90 Genk. Mare dans les dunes intérieures, chemin vers Hasselt.
27 mars 1934, heure 16.30. Pluie — — —
Température de l'air 13° C, de l'eau 11°6, pH 7,6, Filet à fines mailles
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer

P. 91 Genk. Chemin vers Hasselt. Mare dans les dunes intérieures.
27 mars 1934, heure 15.30, Pluie — — —
Température de l'air 13° C, de l'eau 11°6 C, pH 7,6, Filet à larges mailles.
Cosmarium Portianum Archer
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer.

P. 94 Diepenbeek. Langwater.
28 mars 1934, heure 11a. m. Pluie — — —
Température de l'air 15°6 C, de l'eau 7°1 C, pH 5,6, Filet fin.
Closterium macilentum de Brebisson
» *striolatum* Ehrenberg
» *littorale* Gay
» *cynthia* de Notaris
» *toxon* W. West
» *Kützingii* de Brebisson.

P. 95 Hasselt. Godscheid Borghrave
28 mars 1934, heure 12.30 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 11°8 C, de l'eau 8°5 C, pH 6,3, Filet à larges mailles.
Cosmarium subtumidum Nordstedt
» *reniforme* (Ralfs) Archer.

P. 96 Hasselt. Godscheid Borghrave.
28 mars 1934, heure 12,30 p. m. Pluie — — —
Température de l'air 11°8 C, de l'eau 8°5 C, pH 6,3, Filet fin.
Closterium dianae Ehrenberg var. *pseudodianae* (Roy) Krieger
» *Kutzingii* de Brebisson
Euastrum dubium Naegeli
Xanthidium antilopeum (de Brebisson) Kuetzing, var. *hebridarum* W. et G. S. West
Staurastrum hexacerum (Ehrenberg) Wittrock
Closterium moniliferum (Bory) Ehrenberg
» *setaceum* Ehrenberg.

P. 98 Zonhoven. Grand vivier à poissons propriété Bijnen
28 mars 1934, heure 15 Pluie — — —
Température de l'air 11°2 C, de l'eau 9°8 C, pH 7.1, Filet fin.
Closterium dianae Ehrenberg var. *pseudodianae* (Roy) Krieger
Staurastrum inflexum de Brebisson
Closterium parvulum Nageli
Staurastrum erasum de Brebisson
Euastrum dubium Naegeli
Cosmarium angulosum de Brebisson
Cosmarium furcatospermum W. et G. S. West
Staurastrum tetracerum Ralfs
Euastrum verrucosum Ehrenberg
Closterium moniliferum (Bory) Ehrenberg
Staurastrum gracile Ralfs.

P. 99 Stockroy. Mare de bruyère le long du canal.
28 mars 1934, heure 17, Pluie — —
Température de l'air 8° C, de l'eau 9° C, pH 6,5
Cosmarium Botrytes Meneghini
» *granatum* de Brebisson.

P. 100 Stockroy. Mare de bruyère près du canal,
28 mars 1934, heure 17 Pluie — —
Température de l'air 8° C, de l'eau 9° C, pH 6,5, Filet fin
Cosmarium Botrytis Meneghini
» *reniforme* (Ralfs) Archer var. *apertum* W. et G. S. West
Closterium parvulum Nägeli
Cosmarium Botrytis Meneghini var. *subtumidum* Wittrock.
Staurastrum neglectum G. S. West
Cosmarium phaseolus de Brebisson var *elevatum* Nordstedt
Staurastrum inflexum de Brebisson
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer
Pleurotaenium Ehrenbergii (de Brebisson) de Bary var *elengatum*. W. West.

P. 102 Kalmthout. Stappensven.
29 mars 1934, heure 13, Pluie — — —
Température de l'air 16° C, de l'eau 11° 4 C, pH 4,3, Filet fin.
Staurastrum dejectum de Brebisson
» *pachyrhynchum* Nordstedt.

P. 104 Kalmthout. Putsche moer.
29 mars 1934, heure 14.30, Pluie +
Température de l'air 9° C, de l'eau 10° C, pH 4, Filet fin.
Closterium didymotocum Ralfs
Staurastrum dejectum de Brebisson.

P. 106 Rethy. Mare de bruyère près du pont 2.
10 septembre 1934, heure 10.30, a. m. Pluie — — —
Température de l'air 20°3 C, de l'eau 19°2 C, pH 6,8, Filet fin.
Cladocères.

P. 107 Rethy. Mare près du pont 2.
10 septembre 1934, heure 10.30 Pluie — — —
Température de l'air 20°3 C, de l'eau 19°2 C, pH 6,8, Filet à larges mailles.
Cosmarium botrytes Meneghini.

P. 108 Rethy. Mare près du pont 2.
10 septembre 1934, heure 10.30 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 20°3 C, de l'eau 19°2 C, pH 6,8, Filet fin.
Cladocères.

P. 110 Rethy. Canal vers Turnhout près du pont 1.
11 septembre 1934, heure 17, Pluie — — —
pH 7,5, Filet à larges mailles.
Closterium Ehrenbergii Meneghini.

P. 112 Oud Turnhout. Mare de tourbière « Korsendonck »
12 septembre 1934, heure 17.30, Pluie — — —
Température de l'air 24°2 C, de l'eau 22°5 C, pH 7,1, Filet à larges mailles.
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs
Staurastrum gracile Ralfs.

P. 113 Oud Turnhout. Mare de bruyère « Korsendonck »
12 septembre 1934, heure 17.30, Pluie — — —
Température de l'air 24°2 C, de l'eau 22°5 C, pH 7,1, Filet à fines mailles.
Quelques Diatomées et peu de Cladocères
Cosmarium ovale Ralfs
» *punctulatum* de Brebisson var. *subpunctulatum* (Nordstedt) Borge
» *phaseolus* de Brebisson var. *elavatum* Nordstedt
» *phaseolus* de Brebisson
» *punctulatum* de Brebisson var. *minor* nov. var.
Closterium lineatum Ehrenberg
Cosmarium Meneghini de Brebisson
» *angulosum* var. *concinnum* (Rabenhorst) W. et G. S. West
Desmidium aptogonum de Brebisson, var. *acutius* Nordstedt
Cosmarium monomazum Lundell var. *polymazum* Nordstedt
Euastrum insulare (Wittrock) Roy
Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer var. *compressum* Nordstedt
» *pseudoprotuberans* Kirchner
Euastrum pinnatum Ralfs

Staurastrum Sibaldii Reinsch var. *ornatum* Nordstedt
Closterium venus Kuetzing
Cosmarium angulosum de Brebisson
» *subdanicum* W. West
Euastrum pectinatum de Brebisson var. *inevolutum* W. et G. S. West
Staurastrum paradoxum Meyen var. *parvum* W. West
Cosmarium variolatum Lundell
Euastrum verrucosum Ehrenberg var. *coarctatum* Delponte
Micrasterias apiculata (Ehrenberg) Meneghini
Desmidium occidentale W. et G. S. West
Staurastrum orbiculare Ralfs var. *depressum* Roy et Bissett.
Cosmarium jenisejense Boldt
Xanthidium cristatum de Brebisson
Cosmarium punctulatum de Brebisson
» *margaritiferum* Meneghini
Euastrum elegans (de Brebisson) Kuetzing
Pleurotaenium Ehrenberghii (de Brebisson) de Bary
Pleurotaenium trabecula (Ehrenberg) Naegeli var. *rectum* (Delponte) W. et G. S. West
Cosmarium granatum de Brebisson
Staurastrum teliferum Ralfs
Sphaerozosma vertebratum (de Brebisson) Ralfs, f. *minor* W. West
Cosmarium rectangulare Grunow var. *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West
» *botrytis* Meneghini
Closterium cynthia de Notaris
Cosmarium pusillum (de Brebisson) Archer
» *humile* (Gay) Nordstedt var. *glabrum* Gutwinsky
» *fastidiosum* W. et G. S. West
» *vexatum* W. West
» *rectangulare* Grünow
» *subtumidum* Nordstedt
» *ortostichum* Lundell
Closterium didymotocum Ralfs
Cosmarium granatum de Brebisson var. *subgranatum* Nordstedt
» *furcatospermum* W. et G. S. West
Hyalotheca dissiliens (Smith) de Brebisson
Closterium Baillyanum de Brebisson var. *rectum* (Rosa) Krieger.

P. 114 Reckheim Étang
18 septembre 1934, heure 9,15 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 20°6 C, de l'eau 16°2 C, pH 6,2, Filet à larges mailles.
Micrasterias pinnatifida (Kuetzing) Ralfs.

P. 115 Reckheim Étang
18 septembre 1934, heure 9,15 a. m. Pluie — — — —
Température de l'air 20°6 C, de l'eau 16°2 C, pH 6,2, Filet à fines mailles.
Closterium striolatum Ehrenberg
Cosmarium ornatum Ralfs
» *quadrifarium* Lundell
Euastrum ventricosum Lundell
Cosmarium pseudoconnatum Nordstedt var. *ellipsoïdeum* W. et G. S. West
Closterium angustatum Kuetzing
Closterium didymotocum Ralfs
Desmidium cylindricum Greville
Staurastrum dejectum de Brebisson
Closterium intermedium Ralfs
Euastrum pinnatum Ralfs
Pleurotaenium Ehrenberghii (de Brebisson) de Bary
Euastrum insulare (Wittrock) Roy
Cosmarium Porkianum Archer
Hyalotheca dissiliens (Smith) de Brebisson
Desmidium quadratum Nordstedt
Docidium baculum de Brebisson
Cosmarium pyramidatum de Brebisson
» *variolatum* Lundell
Staurastrum paradoxum Meyen
» *reniforme* (Ralfs) Archer var. *elevatum* W. et G. S. West
Pleurotaenium minutum (Ralfs) Delponte
Cosmarium Brebissonii Meneghini
» *corbula* de Brebisson
» *pseudoamoenum* Wille
Closterium ulna Focke
Euastrum pectinatum de Brebisson var. *inevolutum* W. et G. S. West
Desmidium pseudostreptonema W. et G. S. West
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs
Cosmarium margaritiferum Meneghini
» *pseudopyramidatum* Lundell
» *punctulatum* de Brebisson, var. *subpunctulatum* (Nordstedt) Borge
Arthrodesmus incus (de Brebisson) Hassall
Cosmarium subtumidum Nordstedt
Micrasterias pinnatifida (Kuetzing) Ralfs
Cosmarium quadrifarium Lundell f. *hexasticha* Nordstedt
Sphaerozosma granulatum Roy et Bissett
Cosmarium pseudoconnatum Nordstedt
Euastrum crassum (de Brebisson) Kuetzing
Cosmarium moniliforme (Turpin) Ralfs.

P. 116 Reckheim. Mare de tourbière.
18 septembre 1934, heure 10 a. m., Pluie — — —
Température de l'air 20°4 C, de l'eau 17°3 C, pH 6,2, Filet à larges mailles
Penium polymorphum Perty.

P. 118 Reckheim Étang (autre que 115)
18 septembre 1934, heure 10 a. m. Pluie — — —
Température de l'air 20°4 C, de l'eau 17°3 C, pH 6,4, Filet à fines mailles.
Desmidium cylindricum Greville.

P. 119 Genk. Mare de bruyère le long de la route vers Hasselt
18 septembre 1934, heure 15, Pluie — — —
Température de l'air 23° C, de l'eau 26° C, pH 6,5, Filet à larges mailles
Micrasterias denticulata de Brebisson var. *angulosa* (Hantzsch) W. et G. S. West
Euastrum dubium Naegeli var. *pseudocambrense* Grönblad
Cosmarium quadratum Ralfs f. *Willei* W. et G. S. West
Cosmarium annulatum (Naegeli) de Bary
Euastrum verrucosum Ehrenberg
Cosmarium margaritatum (Lundell) Roy et Bissett
» *quadrum* Lundell

P. 120 Genk. Mare de bruyère le long de la route vers Hasselt
18 septembre 1934, heure 15, Pluie — — —
Température de l'air 23° C, de l'eau 26° C, pH 6,5, Filet à fines mailles.
Xanthidium antilopeum (de Brebisson) Kuetzing var. *hebridarum* W. et G. S. West
Cosmarium contractum Kirchner var. *ellipsoïdium* (Elfving) W. et G.S. West
Athrodesmus convergens Ehrenberg
Staurastrum gracile Ralfs
Pleurotaenium trabecula (Ehrenberg) Naegeli
Cosmarium rectangulare Grünow, var. *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West
» *phaseolus* de Brebisson, var. *elavatum* Nordstedt
» *humile* (Gay) Nordstedt var. *substriatum* Schmidle
Sphaerozosma vertebratum (de Brebisson) Ralfs, f. *minor* W. West
Cosmarium Blytii Wille
» *pseudarctoum* Nordstedt
Euastrum dubium Naegeli
Closterium didymotocum Ralfs
Cosmarium granatum de Brebisson
Athrodesmus incus (de Brebisson) Hassall var. *minor* W. et G. S. West
Euastrum binale (Turpin) Ehrenberg.

P. 122 Genk. Mare de bruyère le long de la route vers Hasselt
autre que 119 et 120
18 septembre 1934, heure 16, Pluie — — —
Température de l'air 24° C, de l'eau 20°4 C, pH 5,7, Filet à larges mailles
Closterium lunula (Müller) Nitzsch
Cosmarium speciosissimum Schnidle
Euastrum elegans (de Brebisson) Kuetzing.

P. 123 Genk. Mare de tourbière
18 septembre 1934, comme 122
Filet à mailles étroites.
Staurastrum gracile Ralfs
Euastrum oblongum (Greville) Ralfs
Micrasterias apiculata (Ehrenberg) Meneghini.

P. 129 Brasschaet. Mare de tourbière le long du chemin de Polygone vers Aelterbroeck
20 septembre 1934, heure 14, Pluie —
Température de l'air 19° C, de l'eau 17°8 C, pH 5,2, Filet à larges mailles
Micasterias truncata (Corda) de Brebisson.

P. 130 Brasschaet. Comme 129
Filet à fines mailles
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson

P. 132 Brasschaet. Comme 129 Sphagnum
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson

P. 133 Kalmthout. Mare de bruyère du domaine de M. Gevers
20 septembre 1934, heure 15, Pluie +
Température de l'air 17° C, de l'eau 17°6 C, pH 3,8, Filet à larges mailles
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson.

P. 134 Kalmthout. Comme le n° 133
Filet à mailles étroites
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson
Euastrum insigne Hassall.

P. 135 Kalmthout « Putsche Moer »
20 septembre 1934, heure 16, Pluie +
Température de l'air 15° C, de l'eau 17°5 C, pH 3,7
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson.

P. 136 Kalmthout « Putsche Moer »
Comme le n° 135
Filet à mailles étroites
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson.

P. 139 Arendonk « Meerhoef »
21 septembre 1934, heure 13.30, Pluie — —
Température de l'air 18° C, de l'eau 19° C, pH 4,8
Euastrum insigne Hassall
Tetmemorus granulatus (de Brebisson) Ralfs.

P. 142 Moll. Sablière
21 septembre 1934, heure 16, Pluie — —
Température de l'air 19°5 C, de l'eau 18°4 C, pH 3.8
Euastrum insigne Hassall
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson var. *crenata* (de Brebisson) Reinsch
Micrasterias rotata (Greville) Ralfs.

P. 145 Desschel. Puits de sable
21 septembre 1934, heure 17, Pluie — —
Température de l'air 17°3 C, de l'eau 17°7 C, pH 7,4, Filet à larges mailles.
Micrasterias Jenneri Ralfs
Micrasterias truncata (Corda) de Brebisson var. *crenata* (de Brebisson) Reinsch.
Micrasterias jenneri Ralfs var. *simplex* W. West.

III

OBSERVATIONS SYSTÉMATIQUES, BIOLOGIQUES ET GÉOGRAPHIQUES CONCERNANT LES ESPÈCES TROUVÉES

GENRE ARTHRODESMUS

Arthrodesmus convergens Ehrenberg (Pl. V Fig. 17)

Habitat : P. 120

Dimensions : Longueur 34μ largeur 40μ.

Cette espèce fut trouvée en Campine belge à Genck par De Wildeman et à Molenbeersel par J. Massart.

Espèce très caractéristique ; elle présente un certain degré de polymorphisme surtout pour ce qui concerne les épines.

Elle est cosmopolite mais semble bien liée à un milieu déterminé. Ici ce n'est pas le pH qui joue le rôle principal.

Nous l'avons trouvée à un pH de 6,5

Elle est assez rare en Belgique.

Dans le Prodrome de De Wildeman elle n'est mentionnée que pour la Campine. Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Drente. Je l'ai trouvée aussi à plusieurs reprises dans l'étang de Bellem le « Kraenepoel » le 21 juin 1931, pH 6,9 ; le 23 sept. 1931, pH 6,9 et le 8 oct. 1931, pH 6,9, Donat l'a trouvée partout dans la Lüneburger heide.

Arthrodesmus incus (de Brebisson) Hassall (Pl. V fig. 6)

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 22μ larg. 21μ Epin. 20μ
Long. avec ep. 47μ larg. 49μ

La distinction entre *Arthrodesmus incus* et la forme *minor* n'a été faite que depuis 1912 par W. et G. S. West, la plupart des auteurs continuent cependant à ne considérer que l'espèce. Surtout au point de vue de l'écologie de cette espèce, il faudrait qu'on fasse la distinction. En Campine l'Arthr. incus a été trouvée par De Wildeman à Kalmthout, Wuestwezel et Gnck et par Massart à Kinroy et Molenbeersel.

C'est également une espèce cosmopolite, mais elle semble plus ubiquiste que l'*A. convergens.*

J'ai trouvé *Arthrodesmus incus* à la Baraque Michel dans une petite flaque d'eau le long du chemin d'Eupen, le 10 octobre 1930, pH 6 et dans l'étang du Roerhof, 18 août 32 à un pH de 6,7. En Campine le pH était 6. Au Kraenepoel le 28 mars 1930 pH 6,9. Jusqu'à présent toutes les stations belges où l'*Arthrodesmus incus* a été trouvé présentent un pH de 6 à 6,5.

Arthrodesmus incus (de Brebisson) Hasall forma **minor** W. et G. S. West.

Habitat : P. 30, 70, 73, 120

Dimensions : Long. 31μ larg. 10μ
20μ 19μ
24μ 24μ

Quand on veut comparer le peu de stations où nous avons trouvé l'espèce et le nombre relativement grand où la forme *minor* a été trouvée on voit que la remarque faite concernant l'espèce type est absolument justifiée.

Jusqu'à présent il semble qu'il faut admettre que l'espèce est cosmopolite mais qu'elle est loin d'être ubiquiste, et se rencontre par là même moins fréquemment que la f. *minor*, qui elle est certainement plus ubiquiste. Quant à sa distribution on ne peut encore rien conclure du peu de données de la littérature. Il est à remarquer que les résultats des recherches de Beyerinck ne concordent pas avec les nôtres, tandis que nos données viennent souligner ce que disent W. et G. S. West à propos de leur forma *minor* (Monogr. IV, p. 93). Tout à fait en dehors de notre résultat sont celles de Heimans qui trouve la forme incus dans trois mares de bruyères aux environs d'Oisterwijk, et n'a jamais rencontré la forme *minor.*

Nous avons trouvé la forma *minor* à un pH 4—4,5—5 et 6,5.

Homfeld n'a pas trouvé la forme type mais très souvent la forma *minor* dans les mares à sphaignes ce qui correspond avec nos données. Donat mentionne la forme *minor* dans des conditions se trouvant entre les nôtres et celles de Heimans.

Arthrodesmus octocornis Ehrenberg.
Habitat : P. 73

Espèce plus rare que les précédentes, elle a été trouvée par nous dans l'étang de la ferme du Roerhof à Sourbrodt le 18 août 1932 à un pH de 6,7. Le pH de la station campinoise était 4,6.
L'*Arthr. octocornis* a déjà été rencontrée en Campine par De Wildeman à Wuestwezel, Kalmthout, Genk, Kinroy et Molenbeersel. Je l'ai trouvée au Kraenepoel, le 22 avril 1930, pH 7,2.

Aussi bien Heimans que Beyerinck l'ont rencontrée, le premier dans les mares de bruyères à Oisterwijk, le second dans celles de Drente.

D'après Homfeld elle est assez commune mais ne se présente jamais en grand nombre.

Donat l'a rencontrée un peu partout dans la Lüneburger heide.

GENRE CLOSTERIUM

Closterium angustatum Kuetzing.
Habitat : P. 115
Dimensions : Long. 420μ larg. 25μ
385μ 24μ
448μ 28μ
360μ 24μ.

Closterium angustatum se rencontre assez souvent dans les mares de bruyère. Krieger dit que c'est un habitant des eaux à sphaignes des Carecetum et des étangs de prairies à réaction acide. Nous l'avons trouvé dans un étang à Reckheim avec un pH de 6,2 et au Kraenepoel le 7 janv. 1932 à pH 6. De Wildeman mentionne déjà cette espèce à Genk et Conrad en avril 1912 dans un fossé à Kappenberg.

Espèce cosmopolite.

Closterium Baillyanum de Brébisson var. **rectum** (Rosa) Krieger (Pl. III, Fig. 4)
Habitat : 113
Dimensions : Long. 520μ larg. 40μ.

Cette variété de *Closterium Baillyanum* Kuetzing a été séparée de *Closterium didymotocum* Corda par Krieger en 1937. Elle a été décrite comme variété *recta* par Rosa en 1933. Il est évident que dans ces conditions elle ne soit mentionnée que d'une localité.

Nous ne pouvons donc tirer aucune conclusion concernant la biologie et l'écologie de cette forme.

Closterium costatum Corda.

Habitat : 23, 23 bis.

Cette espèce est sphagnophile, elle se rencontre à un pH de 5 à 6 suivant Krieger. Nous l'avons trouvée à un pH de 6,4.

En Campine belge *Cl. costatum* fut trouvée à Kalmthout par de Wildeman, à Kinroy par J. Massart et à Herenthals par Kufferath. Heimans l'a trouvée dans les marais d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wyster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Elle est plutôt rare en Belgique.

Closterium costatum Corda var. **Westii** Cushman

Habitat : 76

La variété *Westii* de *Cl. costatum* est une forme rare. Nous ne pouvons encore tirer aucune conclusion biologique du peu de données que nous possédons sur cette variété.

Closterium cynthia de Notaris (Pl. V fig. 1)

Habitat : P. 94, 113

Dimensions : Long. 160μ lar. 20μ
72μ 10μ

Espèce cosmopolite. *Closterium cynthia* de Notaris se rencontre surtout dans des eaux acides d'après Krieger. Nos données sont en concordance avec les conclusions générales de cet auteur. Elle a été trouvée au Kraenepoel 26 juin 1931 par van Oye à un pH de 6,9. En Campine à Hérenthals par Kufferath

Closterium dianae Ehrenberg var. **pseudodianae** (Roy) Krieger (Pl. IV fig. 6)

Habitat : P. 96, 98

Dimensions : Long. 150μ larg. 10μ
190μ 13μ

La variété pseudodianae (Roy) Krieger est tout comme l'espèce cosmopolite.

Jusqu'à présent elle n'est mentionnée qu'une fois en Belgique par Kufferath, mais il est probable que pour des raisons de synonymie elle a été confondue avec d'autres espèces surtout avec l'espèce même. L'espèce *Closterium dianae* Ehrenberg elle-même a été rencontrée dans toutes les provinces belges à l'exception de la Flandre occidentale.

L'espèce est mentionnée par Heimans, pour les mares d'Oisterwijk et par Beyerinck pour celles de Drente. Donat trouve l'espèce partout dans la Lüneburgerheide.

Closterium didymotocum Ralfs

Habitat : P. 30, 73, 104, 113, 115, 120

Dimensions : Long. 315μ larg. 30μ
370μ 31μ
375μ 25μ
280μ 22μ
266μ 30μ
270μ 21μ

Cette espèce a été trouvée en Campine à Wuestwezel par De Wildeman, à Kinroy et Molenbeersel par J. Massart, à Deurne par van Meel. Les stations campinoises citées dans van Oye « Verspreiding der Desmidiaceëen geslachten Micrasterias en Closterium in België » se rapportent au travail présent. Dans l'introduction nous expliquons comment la collaboration entre les deux auteurs s'est établie. Les citations parues avant le travail présent sous le nom de van Oye seul, datent de l'époque où la collaboration avec M. G. Cornil n'existait pas encore.

Closterium Ehrenbergii Meneghini

Habitat : 110

Espèce très répandue se rencontrant dans les eaux à pH 6,5 à 7,5

En Campine belge elle fut trouvée par Troch à Genk, par Massart à Molenbeersel, à Meerhout par van Meel et à Hérenthals par Kufferath. Cette espèce a une tendance ubiquiste, elle n'offre aucun intérêt pour notre étude biogéographique et écologique.

Sa présence en Campine et dans notre matériel, est sans importance pour nous.

Closterium intermedium Ralfs

Habitat : P. 70, 115

Dimensions : Long. 210μ larg. 15μ
315μ 25μ

Espèce trouvée à Genk par J. Massart et entre Lierre et Hérenthals par Kufferath. Au Kraenepoel 26 juin 1931 par van Oye, a un pH de 6,9.

Pour ce qui concerne la citation de Postel dans van Oye : « Verspreiding der Desmidiaceëen Geslachten Micrasterias en Closterium in België » nous devons faire la même remarque que pour *Closterium didymotocum* Ralfs.

Trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwyk et Beyerinck dans celles de Wijster.

Donat l'a trouvée partout dans la Lüneburger Heide, et il fait remarquer à juste titre qu'on peut facilement la confondre avec *Cl. angustatum* Kuetzing et *Cl. ulna* Focke.

Espèce cosmopolite se rencontrant dans les eaux acides. A l'exception de la station de Wayai dans la province de Liège ou De Wildeman a trouvé cette espèce, nous savons que toutes les autres stations Belges sont à eaux acides. Le marais de Stockhem a été examiné par van Oye à différentes reprises. Le pH était toujours en dessous de 7.

Closterium Kuetsingii de Brebisson (PL. III fig. 3)

Habitat : P. 94, 96

Dimensions : Long. 540μ larg. 16μ
390μ 20μ

Trouvée par van Meel à Burcht, par Kufferath à Hérenthals et par J. Schouteden-Wery dans une mare dans les dunes, août 1906.

Cette espèce se rencontre d'après Krieger à un pH de 5,3 à 7. Nous l'avons trouvée à un pH 5,6 et 6,3, ce qui correspond avec les données de Krieger.

Closterium lineatum Ehrenberg

Habitat : P. 73, 113

Dimensions : Long. 460μ larg. 25μ
400μ 20μ

Cette espèce fut trouvée en Campine par Pacque à Weelde et Ravels, au Kraenepoel, 26 juin 1931, par van Oye à un pH de 6,9. Quant à la station d'Arendonk van Oye 1933, voir remarque Cl. *didymotocum*.

D'après Krieger cette espèce se trouve surtout dans des eaux légèrement acides d'un pH de 6-7,4. Nos données correspondent avec cette conclusion de Krieger.

Espèce trouvée par Donat dans la Lüneburger Heide, Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwyk et Beyerinck dans celles de Drente.

Closterium littorale Gay

Habitat : P. 94

Dimensions : Long. 164μ larg. 13μ

D'après Krieger, c'est une espèce habitant les mares eutrophiques et les fossés des prairies. Nous l'avons trouvée à un pH de 5,6. Espèce trouvée pour la première fois en Belgique. Donat l'a trouvée dans la Lüneburger Heide.

Closterium lunula (Müller) Nitzsch (Pl. IV fig. 7)

Habitat : 122

Dimensions : Long. 513μ larg. 75μ

Closterium lunula (Müller) Nitzsch a été trouvée en Campine belge par De Wildeman à Genk, par Massart à Kinroy et Molenbeersel, par Cornil à Reckheim le 1 août 1932.

Cette espèce vit dans des eaux acides. Elle est cosmopolite mais non ubiquiste. Elle fut trouvée à différentes reprises par Heimans dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck l'a également trouvée dans plusieurs mares de Wijster et Donat partout dans la Lüneburger Heide.

Plusieurs variétés de cette espèce ont été trouvées en Belgique par Kufferath.

C'est une des espèces de *Closterium* le plus répandu en Belgique. Malheureusement nous disposons bien d'un assez grand nombre de localités où l'espèce a été trouvée, mais nous ne possédons pas encore assez de données concernant les différentes stations mêmes où l'espèce a été trouvée, pour pouvoir tirer des conclusions concernant l'écologie de cette espèce. Tous les renseignements plus ou moins complets nous poussent à supposer que Krieger donne des limites trop restreintes de pH où cette espèce se rencontre. Cet auteur dit que *Cl. lunula* se rencontre dans des eaux acides, ce qui est exact, mais les limites 5,3 à 6,5 sont probablement trop étroites. Il faut cependant faire remarquer que nous avons trouvé cette espèce dans une eau à pH 5,7

Closterium macilentum de Brébisson

Habitat : P. 94

Assels près de Gand, 2 Juni 1928 van Oye.
Leie près de Gand, 20 Oct. 1928 van Oye.

La station dans laquelle cette espèce a été trouvée par nous et le pH 7,1 de cette station nous permet d'admettre que c'est par hasard que nous avons rencontré cette forme en Campine.

Krieger dit que nous ne savons que peu concernant l'écologie de cette forme, qu'elle ne semble pas liée au sphagnum et qu'on l'a rencontrée dans des marais des mares à Utriculaire. Il donne comme pH ca. 7,5

En nous basant sur nos données et le fait que ni Heimans ni Beyerinck n'ont trouvé *Cl. macilentum* dans les mares d'Oisterwijk et de Wijster nous pouvons conclure que non seulement elle n'est pas liée au sphagnum, mais qu'elle ne se rencontre que rarement dans des eaux oligotrophes à sphaignes. Donat ne l'a rencontrée qu'une seule fois dans la région qu'il a explorée.

La station où nous avons trouvé cette forme, tout en étant située en Campine était par son aspect général et sa flore un biotope nullement typique pour le district Campinien. Nous voyons d'ailleurs que toutes les autres espèces de Desmidiées trouvées à la station 94 sont des espèces qui peuvent supporter un milieu neutre virant vers un milieu basique.

L'espèce *Cl. macilentum* n'a été trouvée en Hollande que dans quelques endroits. En Belgique elle semble également rare.

Closterium moniliferum (Bory) Ehrenberg (Pl. III fig. 1)

Habitat : P. 18, 96, 98

Dimensions : Long. 230μ larg. 50μ
250μ 45μ

Cette espèce fut trouvée en Campine au Peersbosch et dans un fossé à Vieux Dieu près d'Anvers en mars 1922, dans un fossé à Burcht en novembre 1922 par Conrad, à Kinroy par J. Massart, à Bornheim, Deurne, Grobbendonk Schilde, Schooten par van Meel, à Hérenthals par Kufferath et au Kraenepoel le 26 juin 1931 par van Oye à un pH de 6,9.

Si nous envisageons également les stations où *Clost. moniliferum* (Bory) Ehrenberg a été trouvée en dehors de la Campine nous voyons que cette Desmidiée n'est nullement liée aux eaux acides.

Heimans l'a trouvée dans une mare de bruyère à Oisterwijk, Beyerinck dans deux de Drente et Donat l'a trouvée à différentes reprises dans les eaux eutrophiques du domaine qu'il a examiné.

C'est une espèce qui se plait bien dans les eaux eutrophiques et se rencontre aussi dans des milieux basiques. Espèce cosmopolite et ubiquiste.

Closterium parvulum Nageli

Habitat : P. 98, 100

Dimensions : Long. 114μ larg. 11μ
105μ 10μ

A été trouvée en Campine à Genck par De Wildeman. Egalement dans le Kraenepoel le 28 mars 1930 par van Oye, pH 6,9. Espèce assez commune dans les différentes eaux douces même eutrophiques. Elle est reconnue comme commune en Hollande. Il est probable que différents auteurs belges l'ont confondue avec une autre espèce, car le relevé complet de toutes les stations où elle a été trouvée ne comporte que quatre localités. *Cl. parvulum* a été trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk, par Beyerinck dans celles de Drente et par Donat dans tout le domaine examiné par cet auteur. A part les deux stations mentionnées plus haut, on peut citer Coxyde où J. Schouteden Wery l'a trouvée et St. Marie où Kufferath l'a rencontrée. Ceci est en contradition avec toutes les données de la littérature. Il faut aussi faire remarquer que les quatre localités belges sont de nature très différente et que sous ce rapport elles sont en accord avec les conclusions générales concernant cette espèce. En effet *Cl. parvulum* est une espèce cosmopolite à tendance ubiquiste. Tout comme *Cl. moniliferum* et *Cl. Leibleinii* elle s'est adaptée aux milieux eutrophiques à pH élevé.

A la suite des recherches de van Oye sur le pH des eaux douces de Belgique nous pouvons maintenant dire que les conclusions faites en 1934 par cet auteur se sont absolument vérifiées.

Cl. parvulum et *Cl. moniliferum* peuvent se rencontrer en une eau contenant un peu de sel marin, mais nullement de l'eau saumatre (voir J. Schouteden-Wery 1910). Ces espèces se sont adaptées à un pH élevé et peuvent de ce fait se rencontrer le long de la côte belge où le pH varie de 7,5 à 10, mais est le plus souvent entre 8-9. L'eau de notre côte contenant une très petite quantité de sel marin a le plus souvent un pH de 8 à 8,5.

Nous pouvons conclure que *Cl. parvulum* est une espèce cosmopolite à tendance ubiquiste se rencontrant dans des milieux avec un pH allant jusque 8,5.

Sous ce rapport elle est avec très peu d'autres espèces une exception parmi les Desmidiées.

Espèce cosmopolite et ubiquiste.

Closterium setaceum Ehrenberg

Habitat : 21, 23, 96

Espèce des eaux acides allant jusqu'à une réaction légèrement alcaline pH 7,8. Elle est cosmopolite mais pas ubiquiste. En Campine belge elle fut trouvée à Kalmthout et Genk par De Wildeman, à Genk en août 1932 par Cornil et par van Meel, à Meerhout, Bouwel, Herenthout et Westmalle.

Elle fut trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk, par Beyerinck à Wijster et par Donat dans la Lüneburger Heide.

Nous l'avons trouvée à un pH de 6,3 et 6,4.

Closterium sinense Lütkemüller (Pl. IV fig. 1)

Habitat : 33

Dimensions : Long. 130μ - larg. 13μ

Espèce connue jusqu'à présent que de l'Asie.

Est-ce par hasard que cette espèce est trouvée chez nous, où y a-t-il erreur de notre part ?

Closterium striolatum Ehrenberg

Habitat : P. 70, 94, 115

Dimensions : Long. 328μ larg. 29μ
292μ 25μ
264μ 24μ

Cette espèce a été trouvée en Campine à Wuestwezel, Kalmthout et Genk par De Wildeman, à Bouwel-Herenthout par De Decker, à Hérenthals par Kufferath et au Kraenepoel, le 26 juin 1931 par van Oye à un pH 6,9.

A part les stations campinoises dont le *Cl. striolatum* est connu, plusieurs auteurs ont trouvé cette espèce dans d'autres endroits de notre pays.

C'est une forme très commune vivant dans beaucoup d'espèces d'eaux

douces à un pH de 3,9 jusqu'à 7 d'après Krieger. Nous l'avons trouvée dans un pH de 4,9-5,6 et 6,2.

Elle est également commune en Hollande.

Heimans l'a trouvée à différentes reprises dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Donat dans la Dresdorfer Heide. Espèce cosmopolite.

Closterium toxon W. West (Pl. III fig. 2)

Habitat : P. 94

Dimensions : Long. 270μ larg. 10μ

Cette espèce n'a été trouvée jusqu'ici en Belgique qu'au Kraenepoel le 12 novembre 1931, à un pH de 7,4 par van Oye, elle est rare dans notre pays. Donat l'a trouvée dans une station du domaine examiné par lui.

Closterium tumidum Johnson

Habitat : P. 70

Dimensions : Long. 196μ larg. 18μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Pour ce qui concerne la mention faite par van Oye 1935, nous renvoyons le lecteur à ce qui a été dit au sujet de *Cl. didymotocum*. Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Donat quelques fois dans la Lüneburger Heide.

Closterium ulna Focke

Habitat : P. 70, 73, 115

Dimensions : Long. 365μ larg. 16μ
270μ 16μ
364μ 18μ
406μ 17μ

A été trouvée en Belgique au Kraenepoel le 18 février 1930 à un pH de 6,8 par van Oye. Quant aux données Aerendonk et Postel dans van Oye 1935 voir la note au sujet de *Closterium didymotocum*. Kufferath 1939 la cite de Lierre Hérenthals. Kufferath mentionne cette espèce sous le nom de *Cl. subjuncidum*.

C'est une espèce qui se rencontre dans les eaux acides. Il est probable que le *Cl. ulna* Focke ait été confondue avec d'autres espèces, car c'est une forme très commune en Hollande et probablement cosmopolite. Le fait qu'elle n'ait pas encore été mentionnée en Afrique alors qu'on l'a trouvée en Amérique du Nord et Amérique du Sud, en Australie et en Asie ne peut à l'heure actuelle être une raison pour admettre qu'elle n'existe pas en Afrique.

Heimans l'a rencontrée à différentes reprises dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Beyerinck la considère comme une des espèces de Closterium les plus communes des mares de Drente. Donat l'a trouvée plusieurs fois dans la Lüneburger Heide.

Closterium venus Kutzing

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 70μ larg. 8μ

Cette espèce fut trouvée en Campine à Hérenthals par Kufferath et au Kraenepoel le 4 avril 1929, pH 6 et 26 juin 1931 à un pH de 6,9 par van Oye.

Closterium venus s'adapte à des milieux très différents. D'après Krieger on la trouve de préférence dans des milieux avec un pH aux environs de 7, dans nos contrées toutefois.

Elle semble un peu plus rare en Belgique qu'en Hollande.

Heimans la cite des mares de bruyère d'Oisterwijk et Donat de la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite à tendance ubiquiste.

GENRE COSMARIUM

Cosmarium angulosum de Brébisson

Habitat : P. 98, 113

Dimensions : Long. 25μ larg. 18μ
20μ 14μ

Espèce cosmopolite trouvée par Donat dans la Lüneburger Heide et par Beyerinck dans les mares de tourbière de Wijster. Elle n'a pas encore été signalée dans la Campine belge.

Cosmarium angulosum de Brébisson var. **concinnum** (Rabenhorst) W. et G. S. West

Habitat : 113

Dimensions : Long. 10μ larg. 9μ
12μ 11μ

La variété *concinnum* de *C. angulosum* a été trouvée à Hérenthals par Kufferath et au Kraenepoel par van Oye le 23 septembre 1931 à un pH de 6,9. La variété, qui se distingue à peine de l'espèce, est également cosmopolite. Plusieurs auteurs la considèrent comme identique à l'espèce.

Je crois également qu'il n'y a pas lieu de maintenir la variété. Comme ce point n'offre aucune importance pour notre travail nous n'avons pas cru nécessaire de pousser l'examen plus à fond.

Il est important de mentionner que Heimans a rencontré la variété dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, mais dans sa publication de 1932 Heimans ne fait plus de distinction entre l'espèce et la variété.

Cosmarium annulatum (Naegli) de Bary
Habitat : P. 119

Cosmarium annulatum (Naegli) de Bary est une espèce nouvelle pour la Belgique, elle semble cosmopolite. Il faut cependant la considérer comme très rare dans la partie ouest de l'Europe centrale.

Cosmarium Blytii Wille
Habitat : P. 120
Dimensions : Long. 17μ larg. 16μ

Espèce cosmopolite ; nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium botrytis Meneghini (Pl. V fig. 10, VI fig. 7)
Habitat : P. 99, 100, 107, 113
Dimensions : Long. 60μ larg. 48μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge par E. De Wildeman à Genk, par J. Massart à Kinroy, à Hérenthals par Kufferath et au Kraenepoel par L. Guelton.

Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster.

Espèce très répandue, cosmopolite, à tendance ubiquiste.

Cosmarium botrytis Meneghini var. **subtumidum** Wittrock
Habitat : P. 100
Dimensions : Long. 62μ larg. 48μ

La variété *subtumidum* de *Cosm. Botrytis* fut trouvée au Kraenepoel par van Oye le 26 juin 1931 à un pH 6,9.

Cosmarium Brebissonii Meneghini
Habitat : P. 115

Espèce trouvée pour la première fois en Campine belge. Elle n'a pas encore été signalée en Hollande. Donat ne l'a pas rencontrée dans son matériel non plus. Il faut admettre que c'est par hasard que cette forme s'est rencontrée dans le matériel de la Campine belge.

Cosmarium connatum de Brébisson (Pl. VI fig. 6)
Habitat : 49
Dimensions : Long. 68μ larg. 47μ

Forme cosmopolite mais non ubiquiste. Trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk, par Donat dans la Lüneburgereide.

Espèce nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium contractum Kirchner var. **ellipsoideum** (Elfving) W. et G. S. West

Habitat : P. 120

Dimensions : Long. 33μ larg. 26μ
28μ 17μ
37μ 30μ

Cette variété de *Cosmarium contractum* fut trouvée par Donat dans la Lüneburger Heide, par Heimans dans les mares d'Oisterwijk et l'espèce même par Beyerinck dans les mares de Wijster.

Il faut faire ici la même remarque que pour le *Cosmarium angulosum* et sa variété *concinnum*.

Il est probable qu'il n'y a pas lieu de séparer cette variété de l'espèce.

La variété *ellipsoïdeum* fut trouvée à la Baraque Michel dans une eau de tourbière de la Fagne wallone, le 24 septembre 1930 par van Oye. L'eau avait un pH 4,5.

Cosmarium corbula de Brébisson.

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 30μ larg. 33μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Elle n'est pas mentionnée par Heimans ni Donat, mais bien par Beyerinck pour les mares de Wijster.

Espèce assez rare.

Cosmarium cucurbita de Brébisson.

Habitat : P. 30, 73

Dimensions : Long. 33μ larg. 19μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Cette espèce se rencontre surtout dans des milieux à sphaignes. Il est à remarquer que dans les endroits où nous avons trouvé cette espèce elle était dans son association normale avec *Euastrum insigne*, *Arthrodesmus incus*, *Xanthidium armatum*, etc. Il faut admettre qu'elle n'est pas rare en Belgique malgré le fait qu'elle n'ait pas encore été mentionnée auparavant.

Elle a été trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijck, par Beyerinck dans celles de Wijster et par Donat partout dans la Lüneburger Heide où il a fait des recherches.

Beyerinck la considère comme une espèce type des tourbières à sphaignes.

Cosmarium fastidiosum W. et G. S. West

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 40μ larg. 34μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Elle n'a été trouvée jusqu'à présent qu'en Angleterre.

Cosmarium furcatospermum W. et G. S. West

Habitat : P. 98, 113

Dimensions : Long. 20μ larg. 19μ

Espèce nouvelle pour la Belgique n'avait été trouvée jusqu'à présent qu'en Ecosse et en Irlande.

Elle a été trouvée dans le Kraenepoel par van Oye, le 17 mai 1939 à un pH de 6,7 et le 23 avril 1930 à un pH de 7,2.

Cosmarium granatum de Brébisson

Habitat : P. 99, 113, 120.

Dimensions : Long. 30μ larg. 21μ
34μ 20μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Kalmthout et Genk par De Wildeman.

Espèce cosmopolite trouvée par Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwyk et par Donat dans la Lüneburger Heide.

C'est une des espèces de Cosmarium des plus répandues. On doit s'étonner qu'elle soit si peu mentionnée par les différents auteurs belges.

Espèce cosmopolite probablement aussi ubiquiste.

Cosmarium granatum de Brébisson var. **subgranatum** Nordstedt

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 24μ larg. 18μ

Cette variété de *Cosmarium granatum* n'a pas encore été trouvée en Belgique quoique d'après West elle soit presqu'aussi commune que l'espèce même.

Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk.

Cosmarium humile (Gay) Nordstedt var. **glabrum** Gutwinsky

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 16μ larg. 16μ

L'espèce *Cosmarium humile* (Gay) Nordstedt a été trouvée par Heimans et Beyerinck mais la variété n'est mentionnée par aucun de ces auteurs.

Jusqu'à présent la variété *glabrum* n'était connue que de l'Angleterre,

l'Ecosse, l'Irlande, la Gallicie et la Suède. En examinant cette distribution il faut conclure qu'elle a probablement échappé à différents auteurs.

Espèce exclusivement européenne.

Cosmarium humile (Gay) Nordstedt var. **substriatum** Schmidle.

Habitat : P. 120

Dimensions : Long. 20μ larg. 21μ

Cette variété n'a été trouvée en Belgique que par van Oye au Kraenepoel le 26 juin 1931 a un pH de 6,9. Concernant la variété *substriatum* de *C. humile* il faut faire la même remarque que pour la variété *glabrum*. Il faut cependant attirer l'attention sur le fait que la variété *substriatum* est connue de bien plus de localités que la variété *glabrum*.

Cosmarium jenisejensi Boldt

Habitat : P. 113.

Dimensions : Long. 36μ larg. 33μ

Espèce très difficile à distinguer de *C. punctulatum*, connue jusqu'à présent d'après West d'Ecosse, Gallicie, Danemark, Sibérie et l'Inde.

Cosmarium margaritiferum Meneghini (Pl. III fig. 8)

Habitat : P. 113, 115

Dimensions : Long. 59μ larg. 55μ
55μ 48μ
50μ 42μ

L'espèce *C. margaritiferum* fut trouvée en Campine belge à Tongerloo par L. Guelton, à Oosthoven par Paque, à Kalmthout et Genk, par E. De Wildeman et à Burcht par van Meel, au Kraenepoel par L. Guelton et aussi à différentes reprises par van Oye le 10-IX-1930, pH 7,6 ; 23 sept. 1931, pH 6,9 ; 8 oct. 1931 pH 6,3 et 26 nov. 1931 pH 7,3.

Espèce cosmopolite.

Heimans l'a rencontrée dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster, Donat la mentionne de plusieurs stations de la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite.

Cosmarium margaritatum (Lundell) Roy et Bissett (Pl. V fig. 14)

Habitat : P. 119

Dimensions : Long. 75μ larg. 53μ

Espèce cosmopolite nouvelle, pour la Belgique.

Elle fut trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk et par Beyerinck près d'Oldendierner. Donat l'a trouvée dans tout le domaine qu'il a examiné.

Espèce cosmopolite.

Cosmarium Meneghini de Brébisson.

Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 20μ larg. 14,5μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Genk et Kalmthout par E. De Wildeman, à Molenbeersel par J. Massart.

Au Kraenepoel par L. Guelton et par van Oye le 23 sept. 1931 pH 6,9 ; le 8 oct. 1931 pH 7,1. Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite et ubiquiste.

Cosmarium moniliforme (Turpin) Ralfs (Pl. VI fig. 8)

Habitat : 115
Dimensions : Long. 43μ larg. 26μ isthm. 8μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge par E. De Wildeman à Genk et au Kraenepoel par van Oye le 26 juin 1931 à un pH de 6,9. Heimans l'a trouvée en plusieurs endroits dans la région d'Oisterwijk et Donat dans la Lüneburger Heide. Il est étonnant que Beyerinck ne la mentionne pas des mares de Wijster. Espèce cosmopolite.

Cosmarium monomazum Lundell var. **polymazum** Nordstedt (Pl. V fig. 20)

Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 39μ Larg. 39μ

Deux pyrenoïdes par semisomate. Cette espèce présente une dispersion très typique comme Heimans l'a montré (Heimans, Sociologie van Zoetwaterwieren).

Le fait que nous ayons trouvé cette espèce en Campine belge est tout à fait en concordance avec les données de Heimans. (Voir conclusions générales)

Cosmarium ornatum Ralfs (Pl. V fig. 7)

Habitat : P. 115
Dimensions : Long. 33μ larg. 33μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Kalmthout et Genk par E. De Wildeman et à Kinroy par J. Massart.

Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster. Donat la mentionne de la Lüneburger Heide.

Espèce se rencontrant dans toute la partie ouest de l'Europe et probablement dans toute la partie est de l'Amérique du Nord et du Sud. N'a pas encore été mentionnée de l'Afrique, l'Asie et l'Australie.

Cosmarium orthostichum Lundell

Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 28μ larg. 25μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Trouvée une seule fois par Heimans dans une mare d'Oisterwijk et par Beyerinck une fois dans une mare de bruyère à Wijster.

Donat a trouvé la variété *pumilum* Lundell dans la Lüneburger Heide.

Espèce assez rare se trouvant dans les vieilles mares de bruyère à sphagnum.

Cosmarium ovale Ralfs

Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 180μ larg. 100μ

Cosmarium ovale Ralfs n'a pas encore été trouvée en Campine belge. Heimans l'a rencontrée dans plusieurs mares de bruyère d'Oisterwijk, Donat la mentionne de la Lüneburger Heide.

C'est encore une de ces formes comme *C. ornatum, orthostichum* et *monomazum polymazum* qui semble avoir une aire de dispersion très typique comprenant l'Europe et l'Amérique.

Jusqu'à présent les limites de dispersion de chacune de ces espèces ne peuvent pas encore être données avec certitude. Toujours est-il que nous nous trouvons ici devant des faits méritant l'attention.

Cosmarium phaseolus de Brébisson

Habitat : P. 70, 73, 113
Dimensions : Long. 27.5μ larg. 25μ
29μ 27,5μ
30μ 25μ
32μ 26μ

Espèce trouvée en Campine belge à Wuestwezel et Kalmthout par De Wildeman, à Hérenthals par Kufferath, et au Kraenepoel par Guelton et par van Oye le 28 mars 1930 pH 6,9, le 17 février 1931 pH 7,4 et le 26 juin 1931 pH 6,9

Dans les mares de bruyère à Oisterwijk par Heimans et dans la Lüneburger Heide par Donat.

Espèce cosmopolite.

Cosmarium phaseolus de Brébisson var. **elevatum** Nordstedt

Habitat : P. 100, 113, 120
Dimensions : Long. 29μ larg. 29μ

Cette variété n'est pas encore mentionnée en Belgique. Alors que l'espèce est cosmopolite, la variété *elevatum* de *C. phaseolus* semble présenter une distribution géographique se rapprochant de celle de *C. ornatum, orthostichum, C. ovale*, etc.

Cosmarium Portianum Archer (Pl. V fig. 21)

Habitat : P. 91, 115

Dimensions : Long. 28μ larg. 22μ

Espèce trouvée en Campine belge par De Wildeman à Genk, Heimans l'a trouvée à différentes reprises dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster. Donat la mentionne de la Lüneburger Heide.

La variété *nephroïdeum* Wittrock a été trouvée par van Oye dans le Kraenepoel le 28 septembre 1931, pH 6,9.

L'espèce semble cosmopolite, elle n'a pas encore été trouvée en Afrique.

Cosmarium pseudarctoum Nordstedt

Habitat : P. 120

Dimensions : Long. 12μ larg. 8μ

Espèce nouvelle pour la Belgique.

D'après West elle n'a été trouvée jusqu'à présent qu'en Norvège, Groenland, Suisse et Siam.

Cosmarium pseudamoenum Wille.

Habitat : P. 70, 115

Dimensions : Long. 42μ larg. 23μ
41μ 21μ

Espèce nouvelle pour la Belgique à tendance cosmopolite.

Semble assez rare en Europe centrale.

Donat a trouvé la variété *basilare* Nordstedt dans la Lüneburger Heide.

Cosmarium pseudoconnatum Nordstedt

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 50μ larg. 32μ

Espèce nouvelle pour la Belgique.

Elle a été trouvée par Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et par Donat dans la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite.

Cosmarium pseudoconnatum Nordstedt var. **ellipsoïdeum** W. et G. S. West

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 55μ larg. 45μ
55μ 43μ

Tout comme l'espèce la variété est nouvelle pour la Belgique. Jusqu'à présent cette variété n'est connue d'après West que de Burma, Ceylon, Singapoure et Java. Il est probable qu'elle a échappé à l'attention des chercheurs en Europe.

Cosmarium pseudoprotuberans Kirchner
Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 55μ larg. 45μ

Espèce cosmopolite très rare dans toute la région.

Cosmarium pseudopyramidatum Lundell (Pl. II fig. 4)
Habitat : P. 115
Dimensions : Long. 30μ larg. 29μ

Espèce trouvée en Campine belge à Molenbeersel par J. Massart.
Trouvée par Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, par Beyerinck dans celles de Wijster et par Donat dans la Lüneburger Heide.
Espèce cosmopolite.

Cosmarium punctulatum de Brébisson.
Habitat : P. 113

Cette espèce n'a pas encore été trouvée en Campine belge.
La variété *rotundatum* Klebs a été trouvée au Kraenepoel par van Oye le 23 septembre 1931 pH 6,9
Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster.
Espèce franchement cosmopolite.

Cosmarium punctulatum de Brébisson var. **minor** nov. var.
Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 18μ, larg. 15μ

La différence entre les dimensions de l'espèce et celle de la forme que nous avons trouvée nous semble trop grande pour ne pas les séparer. La variété *minor* ne se distingue de l'espèce que par les dimensions qui sont bien inférieures.

Cosmarium punctulatum de Brébisson var. **subpunctulatum** (Nordstedt) Borge.
Habitat : P. 113, 115

Dimensions : Long. 30μ larg. 30μ
23μ 23μ

La variété *C. punctulatum* var. ***subpunctulatum*** présente une dispersion plus typique que l'espèce. Son aire de dispersion se rapproche de celle du groupe de *C. ornatum, orthostichum, ovale* etc. Donat l'a rencontrée dans la Lüneburger Heide.

La variété n'a pas encore été rencontrée en Belgique.

Cosmarium pusillum (de Brébisson) Archer.
Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 7μ larg. 7.2μ

En Campine belge Kufferath l'a trouvée à Hérenthals (1939).

Espèce trouvée par van Oye, le 23 septembre 1931 dans le Kraenepoel. Elle n'avait pas encore été trouvée en Belgique auparavant.

Cosmarium pyramidatum de Brébisson (Pl. V fig. 13)
Habitat : P. 70, 80, 83, 115

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Kalmthout et Genk par E. De Wildeman et à Molenbeersel, Kessenich et Kinroy par J. Massart.

Trouvée par Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, par Beyerinck dans celles de Wijster et par Donat dans la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite.

Cosmarium quadratum Ralfs f. **Willei** W. et G. S. West (Pl. IV fig. 9)
Habitat : P. 119

Ni l'espèce ni la variété n'ont encore été trouvées en Campine belge.

Heimans a trouvé l'espèce dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans une de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

La forme *Willei* de *C. quadratum* semble avoir une dispersion plutôt nordique Nova Zembla, Groenland, le Nord de la Russie et la Sibérie. L'espèce est plus répandue mais sa dispersion semble se rapprocher du groupe de *C. ornatum, orthostichum ovale,* etc.

Cosmarium quadrifarium Lundell (Pl. V fig. 16)
Habitat : P. 115
Dimensions : Long. 45μ larg. 35μ

Espèce nouvelle pour la Belgique, Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster.

La dispersion de cette espèce est douteuse, il est probable que cette Desmidiée appartient au groupe de *C. ornatum, orthostichum, ovale,* etc.

Cosmarium quadrifarium Lundell f. **hexasticha** Nordstedt

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 47μ larg. 37μ

La forme *hexasticha* de *C. quadrifarium* présente une autre dispersion que celle de l'espèce.

Elle est nouvelle pour la flore algologique de Belgique.

Cosmarium quadrum Lundell.

Habitat : P. 119

Cette espèce qui est assez fréquente dans les pays tropicaux est plutôt rare chez nous, Heimans l'a trouvée dans une mare d'Oisterwijk et à Apeldoorn (Gelderland Hollande). Donat l'a trouveé à différentes reprises dans la région qu'il a examinée.

Cosmarium rectangulare Grünow (Pl. V fig. 4)

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 37μ larg. 28μ
38μ 29μ
34μ 30μ
34μ 29μ

Espèce nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium rectangulare Grünow var. **hexagonum** (Elfving) W. et G. S. West (Pl. V fig. 19) (Pl. II fig. 7) (Pl. VI fig. 9)

Habitat : P. 78, 113, 120

Dimensions : Long. 28μ larg. 24μ
30μ 25μ
28μ 22μ

La variété *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West est plus fréquente en Campine belge que l'espèce ; elle est cependant rare. Ni Heimans, ni Beyerinck, ni Donat ne citent l'espèce ni la variété. D'après Heimans, ni l'espèce ni la variété auraient été trouvées en Hollande.

W. et G. S. West la considèrent comme typique pouvant être facilement distinguée.

Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer (Pl. V fig. 11)

Habitat : 31, 32, 33, 79, 80, 90, 91, 95, 100

Cette espèce n'a pas encore été trouvée en Campine belge.

Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck dans une de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Par sa dispersion elle fait partie du groupe de *C. ornatum, orthostichum, ovale*, etc.

Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer var. **apertum** W. et G. S. West (Pl. V fig. 18)
Habitat : P. 100
Dimensions : Long. 50μ larg. 48μ

Variété nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer var. **compressum** Nordstedt
Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 45μ larg. 44μ

Variété nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium reniforme (Ralfs) Archer var. **elevatum** W. et G. S. West
Habitat : P. 115
Dimensions : Long. 53μ larg. 36μ

Même remarque que pour les variétés *apertum* et *compressum*.

Cosmarium speciosissimum Schmidle.
Habitat : P. 122

Espèce rare trouvée jusqu'à présent en Angleterre, l'Allemagne et l'Autriche.
Nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium subdanicum West
Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 16μ larg. 14μ

Espèce nouvelle pour la Belgique.
D'après W. et G. S. West cette espèce n'est connue jusqu'à présent que de l'Irlande.

Cosmarium subspeciosum Nordstedt.
Habitat : 18

Espèce nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium subtumidum Nordstedt (Pl. II fig. 8 pl. IV fig. 10)
Habitat : P. 95, 113, 115

Dimensions : Long. 30μ larg. 25μ

Trouvée par Heimans dans les mares de bruyères d'Oisterwijk, par Beyerinck dans celles de Wijster et par Donat dans toute la région de la Lüneburger Heide.

Kufferath 1939 la cite entre Lierre et Hérenthals.

Cette espèce est probablement cosmopolite.

Cosmarium variolatum Lundell (Pl. III fig. 5)

Habitat : P. 113, 115

Dimensions : Long. 33μ larg. 19μ
30μ 18μ
32μ 18μ

Espèce trouvée en Campine belge à Genk par J. Massart. Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et en plusieurs autres endroits.

Cosmarium vexatum West (Pl. III fig. 9)

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 41μ larg. 36μ

Espèce nouvelle pour la Belgique.

Cosmarium viride (Corda) Joshua

Habitat : 49

Espèce très rare en Belgique.

GENRE DESMIDIUM

Desmidium aptogonum de Brébisson var. **acutius** Nordstedt

Habitat : P. 113

Dimensions : Larg. 40μ

Cette forme est nouvelle pour la Belgique, elle semble tout comme l'espèce cosmopolite.

L'espèce semble préférer plutôt les milieux à sphagnum. Il faudra bien plus de données pour pouvoir tirer une conclusion quelque peu définitive.

Heimans ne l'a pas trouvée dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck ne la cite pas des mares de Wijster, mais Donat a trouvé l'espèce dans la Lüneburger Heide.

Manque en Afrique.

Desmidium cylindricum Greville (Pl. II fig. 15)

Habitat : P. 115, 118

Dimensions : Long. 25μ larg. 50μ
21μ 54μ

Cette espèce a déjà été trouvée en Campine à Genk par De Wildeman et à Kinroy par J. Massart.

C'est une des plus fréquentes espèces du genre *Desmidium*. D'après Heimans cette Desmidiée se rencontre dans plusieurs eaux douces. En Belgique elle semble rare. Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk et Donat dans la Lüneburger Heide. Cette espèce n'est pas encore connue d'Afrique.

Desmidium occidentale W. et G. S. West

Habitat : P. 113

Dimension : Larg. 35μ

Cette espèce est nouvelle pour la Belgique, jusqu'à présent elle n'était connue que de l'Ecosse et du Brésil.

Desmidium pseudostreptonema W. et G. S. West.

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 16μ larg. 24μ

Espèce rare connue jusqu'à présent seulement de l'Irlande, la Finlande, la Norvège, le Ceylon et l'Australie, d'après N. Carter dans W. et G. S. West. Vol. V, p. 245.

Desmidium quadratum Nordstedt

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 16μ larg. 23μ

Espèce nouvelle pour la Belgique.

GENRE DOCIDIUM

Docidium baculum de Brébisson

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 280μ larg. 14μ

Espèce déjà trouvée en Campine à Weelde et Ravels par Paque, à Genk par De Wildeman et à Linde par Kufferath. D'après Krieger cette espèce se développe surtout à un pH de 4,5 à 5,5. Nous l'avons trouvée à un pH 6,2.

Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk.

GENRE EUASTRUM

Euastrum ampullaceum Ralfs.

Habitat : 87

Cette espèce fut trouvée en Campine belge par De Wildemann à Kalmthout, Nieuwmoer et Genk, à Molenbeersel et Kinroy par Massart et à Reckheim par Cornil (1 août 1932), enfin à Kalmthout dans une tourbière en Sept. 1912 par Conrad.

Krieger considère cette Desmidiée comme une espèce franchement sphagnophile vivant dans les tourbières à pH de 4-7,2.

Notre donnée corrobore avec les conclusions générales de Krieger.

Heimans l'a trouvée dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Drente, enfin Donat dans la Lüneburger Heide.

Euastrum ansatum Ehrenberg var. **dideltiforme** Ducellier (Pl. II fig. 13)

Habitat : 3, 4, 13, 23, 23bis

Mensurations : Long. 84μ larg. 38μ isthm 12μ

Comme Krieger le fait remarquer cette variété n'est distinguée de l'espèce que depuis 1918. Dans les flores elle est donc le plus souvent traitée avec l'espèce. Pour cette raison on ne peut, pour le moment, donner un aperçu de sa dispersion, ni de son écologie. Nous avons trouvé cette variété à un pH 6,4. Cosandey la mentionne d'une petite mare circulaire de 5 à 6 m. de diamètre et de 30 à 50 cm. de profondeur avec un pH de 4,8 à 5,8

D'après Wehrle l'espèce vit à un pH de 4,5 à 6,5.

Heimans cite l'espèce des mares de bruyère, d'Oisterwijk Beyerinck de celles de Wijster et Donat dit qu'elle se trouve dans toute la région qu'il a examinée.

Euastrum bidentatum Nägeli var. **speciosum** (Boldt) Schmilde (Pl. V fig. 12)

Habitat : 70

Mensurations : Long. 52μ larg. 48,5μ

La variété *spéciosum* est nouvelle pour la Belgique. Nous devons admettre que c'est par hasard que cette forme se trouvait dans notre matériel. Ni Heimans, ni Beyerinck, ni Donat ne la mentionnent dans les mares des contrées respectivement examinées par ces auteurs.

Euastrum binale (Turpin) Ehrenberg

Habitat : P. 120 pH 6,5

Dimensions : Long. 11μ larg. 10μ

En Belgique cette espèce a été trouvée à Genck par E. De Wildeman ainsi qu'à Molenbeersel et Kinroy par J. Massart et à Hérenthals par Kufferath ;

enfin à la Baraque Michel dans une petite flaque d'eau le long du chemin d'Eupen, 10 octobre 1930. pH 6, par van Oye. Le même auteur l'a trouvée également au Kraenepoel le 23 septembre 1931 à un pH de 6,9.

Espèce cosmopolite mais non ubiquiste. Se rencontre dans les tourbières à sphaignes, et les mares de bruyère. D'après Krieger aussi entre les mousses humides et sur les rochers humides. D'après Homfeldt on peut trouver cette espèce en très grande quantité dans les mares à sphaignes.

Cosandey la trouve à un pH 4,6-4,8 ; 4,9.

Heimans l'a trouvée dans les mares de buyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Euastrum crassum (de Brébisson) Kützing (Pl. VI fig. 2)

Habitat : 87, 115

Dimensions : Long. 135μ, larg. 77μ, isthme 27μ

Heimans a trouvé cette espèce dans les mares d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans celles de la Lüneburger Heide.

D'après Krieger cette espèce se rencontre surtout dans les mares à sphaignes à pH de 4,9 à 6,5. Nous l'avons trouvée à un pH de 6,2.

Euastrum didelta Ralfs (Pl. II fig. 5, VI fig. 11)

Habitat : 13, 23

Dimensions : Long. 126μ larg. 70μ
135μ 75μ isthme 16μ

De Wildeman a trouvé cette espèce en Campine à Kalmthout.

L'espèce habite surtout les eaux à sphaignes d'un pH de 5,7 à 7,5 d'après Krieger.

Heimans la cite des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck de celles de Wijster et Donat la mentionne comme très commune dans la région qu'il a examinée.

Euastrum dubium Nägeli (Pl. II fig. 6)

Habitat : P. 70, 96, 98, 120

Dimensions : Long. 25μ larg. 19μ
24μ 18μ

Cette espèce fut trouvée en Belgique par van Oye dans le Kraenepoel près de Bellem (entre Gand et Bruges). Cette station possède à certaines époques une flore nettement campinoise comme cet auteur l'a montré à différentes reprises. Que cette espèce se trouve au Kraenepoel et en Campine est très intéressant au point de vue de la biogéographie de la Belgique, mais cette espèce semble également intéressante à d'autres point de vue. Ainsi Heimans la trouve dans une mare dans les dunes et d'autre part d'après le

relevé du même auteur des Conjuguées trouvées en Hollande, cette espèce semble assez rare. En Campine Belge elle fut trouvée assez souvent et dans le Kraenepoel qui est un reste de la Campine en Flandre, elle ne peut pas être considérée comme rare.

Nous avons trouvé l'*Euastrum dubium* Nägeli aux pH suivants : 4,9 ; 6,3 ; 7,1 ; 6,5.

Elle semble une espèce plutôt nordique. Dans les travaux de Cedergren elle est mentionnée à plusieurs reprises ou bien l'espèce ou la variété *pseudocambrense* et elle ne semble pas rare en Suède.

Krieger qui a fait une étude approfondie des Desmidiées de la Sonde ne l'a pas rencontrée.

D'après Kurz elle est rare dans la région des Appenzelles qu'il a examinée. Ducellier la mentionne assez souvent. Nous notons ici quelques faits sans toutefois vouloir épuiser cette question sur laquelle pour le moment nous voulons simplement attirer l'attention des auteurs.

Heimans ne l'a pas trouvée dans les mares d'Oisterwijk, mais Beyerinck l'a rencontrée une fois aux environs de Wijster et Donat la cite de plusieurs endroits de la Lüneburger Heide.

Euastrum dubium Nägeli var. **pseudocambrense** Grönblad (Pl. II fig. 10)
Habitat : 119
Dimensions : Long. 36μ larg. 24μ

Cette variété d'*Euastrum dubium* Nägeli n'avait été mentionnée jusqu's présent que de Finlande (Keuru) et de Danzig. Il est probable qu'elle a toujours été confondue avec l'espèce.

Euastrum elegans (de Brébisson) Kuetzing (Pl. I fig. 6, II fig. 2)
Habitat : P. 13, 72, 80, 83, 113, 122.
Dimensions : Long. 27,5μ larg. 18μ isthme 8μ

Espèce trouvée en Campine à Wuestwezel, à Nieuwmoer et Genk par De Wildeman, à Kinroy par J. Massart et à Reckheim (1 août 1932) par Cornil. Au Kraenepoel elle a été trouvée par L. Guelton. D'après Krieger elle a été trouvée à un pH de 4,9 à 7,5, Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster. Donat l'a rencontrée dans la Lüneburger Heide.

Euastrum humerosum Ralfs.
Habitat : P. 70
Dimensions : Long. 115μ larg. 62μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge par Cornil. Nous l'avons rencontrée dans une mare de tourbière près du Canal à Postel. Le pH était

4,9. Toutes nos données correspondent très bien avec celles de Krieger dans Rabenhorst. Krieger la considère comme une espèce nettement sphagnophile vivant dans les mares de bruyère, les flaques d'eau à Sphagnum et les trous à tourbe.

Donat l'a trouvée à différentes reprises dans la Lüneburger Heide.

Euastrum insigne Hassall (Pl. VI fig. 5)

Habitat : P. 12, 30, 37, 40, 49, 56, 134, 139, 142
Dimensions : Long. 122μ larg. 90μ

Espèce déjà trouvée en Campine belge à Kalmthout par E. De Wildeman et à Ravels et Weelde par Paque.

Krieger dit qu'elle recherche des milieux acides, les mares de bruyère et de fagne mais, aussi les mares à *Littorella* et *Lobelia*.

Heimans a trouvé cette espèce à différentes reprises dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Nous l'avons trouvée dans une mare de bruyère à Neerpelt avec un pH 4 un étang à poissons à Bourg-Léopold avec un pH 4,6 enfin c'est une espèce assez commune en Belgique, elle est typique en quelque sorte pour la bruyère. Donat la considère comme une des formes typiques de sa « montane » association.

Euastrum insulare (Wittrock) Roy

Habitat : P. 70, 113, 115
Dimensions : Long. 30μ larg. 22μ
22μ 15μ
24μ 20μ

Espèce assez commune, se rencontre dans les eaux acides de préférence pouvant aller jusque pH 7,4. Nous l'avons trouvée dans une mare de tourbière près du Canal à Postel avec un pH 4,9, une mare de bruyère Korsendonk avec un pH 7,1 et enfin un étang à Reckheim avec un pH 6,2.

Cette espèce n'a pas encore été trouvée en Belgique. Heimans la cite des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck de celles de Wijster et Donat l'a trouvée dans toute la région qu'il a examinée mais toujours en peu d'exemplaires.

Euastrum montanum W. et G. S. West (Pl. V fig. 9)

Habitat : P. 70
Dimensions : Long. 22μ larg. 18μ

Espèce rare dont on ne sait encore presque rien concernant la biologie et l'écologie. Nous l'avons trouvée à un pH 4,9. Heimans mentionne cette

espèce dans les mares de bruyère d'Oisterwijck au nord de notre Campine. Beyerinck l'a trouvée dans une flaque d'eau le long du chemin à Westerbork-Elp dans la province de Drente. Donat l'a trouvée une fois dans la région qu'il a examinée. Toutes ces localités se ressemblent au point de vue écologique.

Espèce connue jusqu'à présent seulement d'Europe à l'exception d'une station en Amérique du Nord.

Euastrum oblongum (Greville) Ralfs, (Pl. VI fig. 3)

Habitat : 24, 123

Dimensions : Long. 158μ larg. 79μ isthme 27μ

L'*Euastrum oblongum* (Greville) Ralfs a été trouvée en Campine belge par De Wildeman à Genk, par Massart à Kinroy et par Kufferath à Hérenthals.

Au point de vue écologique il est intéressant de noter que Kufferath a trouvé cette algue à Oisquercq en Brabant dans une tourbière (mars 1909).

Cette espèce est commune dans toute l'Europe, elle se rencontre dans la plupart des eaux douces plus ou moins acides, surtout des mares à sphaignes, des eaux de tourbières. Nous l'avons trouvée à un pH 5,7

Heimans a trouvé cette espèce dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans tout le domaine qu'il a examiné.

Euastrum pectinatum de Brébisson var. **inevolutum** W. et G. S. West (Pl. V fig. 3)

Habitat : P. 113, 115

Dimensions : Long. 64μ larg. 40μ
60μ 38μ
64μ 38μ

L'espèce *Euastrum pectinatum* de Brébisson a été trouvée par plusieurs auteurs, De Wildeman, Kufferath, Cornil en Belgique, mais jusqu'à présent la variété *inevolutum* W. et G. S. West n'a pas encore été mentionnée.

Il est à remarquer que cette forme se rencontre surtout dans le nord de l'Europe et devient rare en Europe centrale, Suisse, Grande-Bretagne et Allemagne du Nord. Elle a également été trouvée par van Oye (38) dans le Kraenepoel. Nous avons trouvé cette variété d'*Euastrum pectinatum* de Brébisson à un pH de 7,1 et 6,2.

Heimans a rencontré l'espèce dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat l'a trouvée dans tout le domaine qu'il a examiné.

Euastrum pinnatum Ralfs (Pl. II fig. 1 VI fig. 1)

Habitat : P. 113, 115

Dimensions : Long. 138μ larg. 69μ isthm 18μ
142μ 62μ
120μ 70μ

En Campine cette espèce avait déjà été trouvée à Kinroy par J. Massart et par Cornil en 1933 à Genk.

Heimans l'a rencontrée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

D'après Krieger, l'*Euastrum pinnatum* Ralfs se rencontre dans toute l'Europe et le Nord de l'Afrique, l'Amérique du Nord et jusqu'au Vénézuela en Amérique du Sud. Cette dispersion mérite un examen plus détaillé.

Elle est à rapprocher de celle du groupe de *Cosmarium orthostichum*.

Euastrum ventricosum Lundell (Pl. III fig 6)

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 105μ larg. 67,5μ

Espèce se rencontrant surtout dans les mares à sphaignes. Kufferath l'a déjà trouvée en Belgique dans une tourbière à Oisquercq en mars 1909.

Notre donnée est complètement en concordance avec ce qu'on sait de cette espèce.

Beyerinck l'a rencontrée dans les mares de bruyère de Wijster où elle est rare et Donat ne l'a trouvée qu'à une seule station de la Lüneburger Heide.

Euastrum verrucosum Ehrenberg (Pl. I fig. 5)

Habitat : P. 20, 98, 119

Dimensions : Long. 98μ larg. 90μ

Cette espèce n'est pas rare en Belgique, elle a déjà été trouvée en Campine à Genk par E. De Wildeman, à Kinroy par J. Massart, à Kalmthout par Conrad et à Genk par Cornil.

Pour ce qui concerne la dispersion en Belgique il est à remarquer que cette espèce est plutôt rare dans les autres districts, alors qu'elle peut être considérée comme commune dans le district campinien y compris le Kraenepoel où elle avait déjà été trouvée par De Wildeman et où van Oye l'a trouvée à différentes reprises. Il est étonnant que Heimans dans son relevé des Desmidiées de Hollande dit que cette espèce est commune dans l'eau douce. Ne présenterait-elle pas de distribution nette en Hollande ou bien la distribution serait-elle moins typique en Hollande à la suite d'une démarcation moins nette des eaux de ce pays. Toujours est-il que Beyerinck l'a rencontrée dans l'Hijker meer dans une contrée ressemblant au point de vue écologique à la Campine belge. Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Donat dans la région qu'il a examinée.

Euastrum verrocosum Ehrenberg, var. **coarctatum** Delponte
Habitat : P. 113
Dimensions : Long. 100μ larg. 90 μ
110μ 105μ

Alors que l'espèce *Euastrum verrocosum* Ehrenberg est assez commune en Campine, la variété *coarctatum* Delponte n'a pas encore été rencontrée en Belgique. Cette variété n'a pas été trouvée ni par Heimans, ni par Beyerinck, ni par Donat dans les mares des contrées respectivement examinées par ces auteurs.

GENRE GYMNOZYGA

Gymnozyga moniliformis Ehrenberg var. **gracilescens** Nordstedt
Habitat : P. 30, 73
Dimensions : Long. 25μ larg. 15μ
25μ 17μ

La variété *gracilescens* Nordstedt ne diffère de l'espèce que par la proportion moins grande de la largeur par rapport à la longueur.

Il est donc bien admissible que parmi les données concernant les endroits où l'espèce fut trouvée en Belgique, il y ait des cas où l'auteur avait à faire à la variété. Toutefois nous n'avons aucune indication à ce sujet concernant la Campine belge.

L'espèce a été trouvée par De Wildeman à Kalmthout et à Genk, par Massart, à Molenbeersel et à Kinroy. Il est à noter que l'espèce fut trouvée par van Oye (Long. 30μ, larg. 20μ) à la Baraque Michel, le 10 oct. 1930 à un pH 6, tandis que ni l'espèce ni la variété, ne fut trouvée par le même auteur dans le Kraenepoel, ce qui indique que si l'espèce est cosmopolite, elle est loin d'être ubiquiste comme Heimans semble l'admettre.

Cet auteur en effet résume la dispersion de *Gymnozyga moniliformis* Ehrenberg en Hollande en disant : commune en eau douce, ce qui n'est certainement pas le cas en Belgique. Donat l'appelle une des Desmidiacées les plus communes des sphagneta. Beyerinck la cite de plusieurs mares des environs de Wijster.

GENRE HYALOTHECA

Hyalotheca dissiliens (Smith) de Brébisson (Pl. II fig. 9)
Habitat : P. 113, 115
Dimensions : Long. 15μ larg. 20μ
15μ 22μ

Cette espèce a été trouvée en Campine à Genk, Lierre, Kalmthout, Nieuwmoer et Wuestwesel par E. De Wildeman et à Kinroy et Molenbeersel par J. Massart, enfin Conrad l'a trouvée à Kalmthout dans une mare tourbeuse en septembre 1912.

Espèce ubiquiste et cosmopolite.

Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wyster et Donat dans la Lüneburger Heide.

GENRE MICRASTERIAS

Micrasterias apiculata (Ehrenberg) Meneghini (Pl. I fig. 2 III fig. 10)

Habitat : P. 113, 123

Dimensions : Long. 230μ larg. 200μ

En Campine belge cette espèce fut trouvée à Kinroy par J. Massart, à Genk le 2 août 1932, par Cornil.

Espèce se rencontrant dans toute la région paléarctique. Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et Donat dans la Lüneburger Heide.

Micrasterias crux melitensis (Ehrenberg) Hassall (Pl. I fig. 1)

Habitat : P. 20

Dimensions : Long. 131μ larg. 120μ

La *Micrasterias crux melitensis* semble être rare en Belgique. Nous ne pouvons expliquer ce fait. Elle n'avait été trouvée qu'une fois dans notre pays, notamment par van Oye en 1929 (12 avril) au Kraenepoel. D'après Krieger cette espèce est commune dans l'Europe centrale. Quand on examine la littérature à ce sujet, il faut reconnaître qu'il est exact d'admettre avec Krieger que la *Micrasterias crux melitensis* soit commune en Europe centrale y compris la Hollande et la France partie euro-centrale de la France.

Heimans dans son relevé des Desmidiées de Hollande dit dispersé dans l'eau, douce ... en beaucoup d'endroits sur le diluvium.

En faisant le relevé des endroits où cette espèce a été trouvée dans notre pays nous devons dire au contraire : rare en Belgique.

Heimans l'a trouvée dans la région d'Oisterwijk, Beyerinck ne l'a pas rencontrée dans celle de Wijster, mais Donat dit qu'elle est commune dans toute la région qu'il a examinée.

Espèce cosmopolite.

Micrasterias denticulata de Brébisson var. **angulosa** (Hantzsch) W. et G. S. West

Habitat : 119

Cette variété qui a été considérée d'abord par son auteur Hantzsch comme

une espèce, se trouve dans toute l'Europe. G. Cornil la trouva le 1er août 1932 à Genk.

Elle fut trouvée par Heimans dans les mares de bruyère d'Oisterwijk et par Donat dans toute la région de la Lüneburger Heide.

Micrasterias Jenneri Ralfs (Pl. I fig. 4)

Habitat : 87, 145

Dimensions : Long. 120μ larg. 98μ

La *Micrasterias Jenneri* Ralfs est une espèce qui n'est pas très rare en Belgique. En Campine elle fut trouvée par E. De Wildeman, à Kalmthout et Genk.

Heimans l'a également trouvée dans plusieurs eaux de bruyères dans la contrée d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Micrasterias Jenneri Ralfs var. **simplex** W. West

Habitat : P. 145

La variété *simplex* W. West est plus rare que l'espèce. Nous avons trouvé ces deux formes dans le même biotope. La variété *simplex* n'a pas encore été trouvée en Belgique. Ni Heimans, ni Beyerinck ne mentionnent cette forme dans leurs études des mares de bruyères d'Oisterwijk près de la Campine belge et de Wijster.

Micrasterias Jenneri Ralfs var. *simplex* W. West a bien été trouvée dans la Lüneburger Heide en Allemagne.

Micrasterias papillifera de Brébisson var. **glabra** Nordstedt (Pl. VI fig. 4)

Habitat : 12

Dimensions : Long. 103μ larg. 90μ

L'espèce *Micrasterias papillifera* de Brébisson a été trouvée en différents endroits en Belgique par De Wildeman et Kufferath. Elle fut trouvée également au Kraenepoel (12 avril 1929) par van Oye. En Hollande elle est mentionnée par Heimans et Beyerinck dans des conditions tout à fait analogues à celles dans lesquelles elle a été trouvée en Belgique.

Jusqu'à présent cependant aucun de ces auteurs ne mentionne la variété *glabra* qui a été trouvée le 23 avril 1929 dans le Kraenepoel par van Oye.

Quant à l'espèce même nous ne l'avons pas trouvée dans notre matériel de la Campine.

Micrasterias pinnatifida (Kuetzing) Ralfs. (Pl. II fig. 3)

Habitat : P. 114, 115

Dimensions : Long. 55μ larg. 40μ

Espèce déjà trouvée en Campine à Genk par De Wildeman et par Cornil (1 août 1932).

Espèce cosmopolite vivant surtout dans les eaux à sphaignes et les bruyères à Carex. Heimans l'a trouvée dans de biotopes analogues en Hollande. Donat l'a trouvée dans toute la région qu'il a examinée.

Micrasterias rotata (Greville) Ralfs.

Habitat : 142

En Campine belge cette espèce a déjà été trouvée par J. Massart à Molenbeersel, Kinroy et Genk, par G. Cornil à Reckheim le 31 juillet 1932 et à Grobbendonk par van Meel, enfin à Hérenthals par Kufferath.

Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyérinck dans celles de Wijster et Donat dans tout le domaine de la Lüneburger Heide.

D'après Krieger cette espèce se rencontre à un pH de 3,9 à 7,5. Dans les eaux à sphagnum. Espèce cosmopolite.

(Voir aussi *M. rotata* f. *evoluta*).

Micrasterias rotata (Greville) Ralfs f. **evoluta** Turner (Pl. I fig. 3)

Habitat : 20

Dimensions : Long. 215µ larg. 200µ

L'espèce *Micrasterias rotata* (Greville) Ralfs a été trouvée en Campine par Cornil le 31 juillet 1932 à Reckheim et puis dans le reste campinien du district Flandrien le Kraenepoel le 12 avril 1929 par van Oye.

Quant à l'indication de Madame Schouteden, Wery qui l'aurait trouvée en été 1906 à Coxyde, elle doit être considérée comme une erreur ou comme une apparition dûe au hasard et sans valeur biogéographique, comme je l'ai dit en 1935. La forme *evoluta* Turner n'a pas encore été trouvée en Belgique jusqu'à présent.

L'exemplaire que nous avons trouvé était un peu plus petit que ceux décrits par les différents auteurs. Krieger donne comme dimensions pour la forme *evoluta* Turner : Long. 270µ — 306µ et larg. 220µ 265µ.

Micrasterias truncata (Corda) de Brébisson (Pl. I fig. 8)

Habitat : 20, 23, 70, 72, 73, 76, 129, 130, 132, 133, 134, 135, 136.

Dimensions : Long. 95µ larg. 90µ
90µ 90µ

Cette espèce est certainement la plus commune du genre *Micrasterias* en Belgique. Elle a été trouvée en Campine à Wuestwezel, Kalmthout et Genk par E. De Wildeman, à Aarendonk et à Postel (12 septembre 1933) par van Oye, à Genk (2 août 1932) par Cornil, entre Lierre et Hérenthals

par Kufferath, enfin à la Baraque Michel, petite flaque d'eau le long du chemin d'Eupen, 10 octobre 1930 pH 6 par van Oye.

Elle est sphagnophile et se rencontre surtout dans la zone tempérée de l'hémisphère nord.

Deux variétés de cette espèce ont été trouvées en Belgique. La *forma granulata* Raciborski que Krieger considère comme appartenant à l'espèce, le 10 octobre 1930 à la Baraque Michel par van Oye et la var. *bahasiensis* Wittrock le 1 août 1932 par Cornil à Genk.

Les endroits où nous avons trouvé la *Micrasterias truncata* (Corda) de Brébisson en Campine correspondent en tout avec les données de la littérature.

Heimans cite cette espèce des mares de bruyère d'Oisterwijk et Beyerinck de celles de Wijster. Donat l'a trouvée dans la Lüneburger Heide.

Micrasterias truncata (Corda) de Brébisson var. **crenata** (de Brébisson) Reinsch.
Habitat : 142, 145

Sous le nom de *M. crenata* de Brénisson trouvé par Cornil à Reckheim 2 août 1932, à Molenbeersel, Kinroy et Genk par Massart et à la Baraque Michel, le 10 octobre 1930 par van Oye.

GENRE PENIUM

Penium phymatosporum Nordstedt (Pl. I fig. 7)
Habitat : 4
Dimensions : Long. 33μ larg. 19μ

Cette espèce n'a pas encore été trouvée en Campine belge. Heimans ne l'a pas trouvée non plus dans les mares d'Oisterwijk. C'est une espèce rare en Belgique et même dans toute l'Europe, elle n'a pas encore été trouvée en Hollande. Donat dit qu'elle est rare dans la « Görlsdorfer Fordt ». En Belgique Kufferath l'a trouvée à la Baraque Fraiture.

Penium polymorphum Perty (Pl. VI fig. 10)
Habitat : 116

Espèce généralement rare en Belgique mais moins que *Penium phymatosporeum* Nordstedt. Elle n'a pas encore été trouvée en Campine belge.

Contrairement à l'espèce précédente *Penium polymorphum* Perty a été trouvé dans la région avoisinante de notre Campine, les mares d'Oisterwijk qui forment une unité écologique avec la région examinée par nous.

Heimans y a trouvé cette espèce et Beyerinck la mentionne dans les mares de Wijster. Donat la cite du domaine qu'il a examiné.

GENRE PLEUROTAENIUM

Pleurotaenium coronatum (de Brébisson) Rabenhorst var. **fluctuatum** W. West (Pl. IV fig. 3)

Habitat : 20

Dimensions : Long. 530μ larg. 53μ

Ni l'espèce *Pleurotaenium coronatum* (de Brébisson) Rabenhorst ni la variété *fluctuatum* W. West n'ont été trouvées jusqu'à présent en Belgique.

Heimans a trouvé la var. *nodulosum* dans les marés de bruyère d'Oisterwijk et Donat mentionne l'espèce et la var. *nodulosum* de la Lüneburger Heide.

Pleurotaenium Ehrenberghii (de Brébisson) de Bary (Pl. V, fig. 2)

Habitat : P. 113, 115

Dimensions : Long. 420μ larg. 25μ
300μ 20μ

Espèce mentionnée sous le nom de *Docidium Ehrenberghii* Ralfs à Lierre, Kalmthout et Wuestwesel par E. De Wildeman ainsi qu'à Genk, à Molenbeersel par J. Massart et par Cornil, enfin à Hérenthals par Kufferath.

Elle fut trouvée par van Oye dans le Kraenepoel le 4 et 13 avril 1929 et le 3 et 17 mai 1929 pH 6,7, 23 septembre 1931, le 5 et 31 décembre 1939.

Cette espèce se rencontre surtout dans les mares à sphaignes avec un pH variant de 4, 5 à 7.

Heimans l'a trouvée à différentes reprises dans les mares de bruyères d'Oisterwijk, Beyerinck également dans celles de Wijster et Donat dit qu'elle est commune dans la région qu'il a examinée.

Pleurotaenium Ehrenbergii (de Brébisson) de Bary var. **elongatum** W. et G. S. West (Pl. IV fig. 4)

Habitat : 100

Cette variété de *Pl. Ehrenbergii* est nouvelle pour notre pays. Elle a été trouvée plusieurs fois au Kraenepoel par van Oye les 12 et 23-IV-1929 le 3 et 17-V-1939 et le 22-IV-1930. Elle n'est pas citée par Heimans ni par Beyerinck, ni par Donat.

Pleurotaenium minutum (Ralfs) Delponte.

Habitat : P. 76, 115

Cette espèce a été trouvée par E. De Wildeman à Genk et par J. Massart à Kinroy et Molenbeersel. Elle est mentionnée dans le Prodrome de la flore belge, I, p. 122 sous le nom de *Docidium minutum* Ralfs.

Le *Pleurotaenium minutum* (Ralfs) Delponte est une espèce sphagnophile. Elle a été trouvée par Heimans dans les mares de bruyère à Oisterwijk ainsi que dans les mares de Wijster par Beyerinck.

Pleurotaenium trabecula (Ehrenberg) Nageli (Pl. IV 2, 5)

Habitat : 120

Dimensions : Long. 495μ larg. 21μ

Espèce mentionnée sous différents noms entre autre comme *Pleurotaenium maximum* par Cornil 1933.

Pleurotaenium nodulosum (de Brébisson) de Bary. *Docidium nodulosum* de Brébisson par De Wildeman à Genk et par Massart à Kinroy. Elle fut trouvée par Kufferath à Hérenthals. Enfin, le 4 avril 1929 cette espèce fut trouvée dans le Kraenepoel par van Oye.

Espèce pouvant s'adapter à beaucoup de circonstances écologiques, mais vivant surtout dans des eaux peu profondes. Elle se rencontre dans de l'eau ayant un pH de 4,5 à 8, donc des limites très étendues à cet égard. Espèce cosmopolite et ubiquiste trouvée aussi par Heimans dans les eaux d'Oisterwijk et par Beyerinck dans celles de Wijster.

L'exemplaire de la figure 2 avait les côtés ondulés.

Pleurotaenium trabecula (Ehrenberg) Nageli var. **rectum** (Delponte) W. et G. S. West

Habitat : P. 52,113

Dimensions : Long. 280μ larg. 26μ

La variété *rectum* (Delponte) W. et G. S. West de *Pleurotaenium trabecula* (Ehrenberg) Naegeli a été trouvée dans le Kraenepoel le 21 juin 1931, pH 6,9 et le 23 septembre 1931 pH 6,9 par van Oye.

La synonymie de l'espèce étant très encombrée, il est probable que beaucoup d'auteurs n'ont pas séparé la variété de l'espèce.

Jusqu'à présent c'est la première fois que cette variété est mentionnée en Belgique.

GENRE SPHREROZOSMA

Sphaerozosma granulatum Roy et Bissett.

Habitat : P. 115

Dimensions : Long. 11μ larg. 10μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Probablement cette espèce a été confondue avec d'autres, elle est commune en Hollande, Heimans l'a trouvée dans les mares de tourbière d'Oisterwijk et Beyerinck dans celles de Wijster.

Donat l'a trouvée dans toute la région qu'il a examinée et la considère comme très commune.

Espèce cosmopolite.

Sphaerozosma vertebratum (de Brébisson) Ralfs f. **minor** West.

Habitat : P. 113, 120

Dimensions : Long. 10μ larg. 14μ
9μ 9μ

L'espèce *Sph. vertebratum* est déjà mentionnée de plusieurs endroits de la Belgique mais la forme *minor* est nouvelle pour notre flore algologique. Elle n'était mentionnée par West que de l'Angleterre. Donat l'a trouvée depuis lors dans Lüneburger Heide.

GENRE SPONDYLOSIUM

Spondylosium pulchellum Archer.

Habitat : P. 70, 73

Dimensions : Long. 11μ larg. 10,8μ

Trouvée en Campine belge à Genk par De Wildeman, mais citée sous le nom de *Sphaezorosma pulchellum* (Archer) Rabenhorst.

Cette espèce fut aussi trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk et par Beyerinck dans celles de Wijster. Donat l'a trouvée partout dans la région qu'il a examinée. A en juger d'après la littérature cette espèce se trouverait surtout en Europe.

Les données dont nous disposons sont encore trop peu nombreuses pour nous permettre de tirer des conclusions certaines concernant cette espèce.

GENRE STAURASTRUM

Staurastrum brevispinum de Brébisson.

Habitat : P. 30

Dimensions : Long. 26μ larg. 23μ

Espèce nouvelle pour la Belgique très répandue ; peut-être cosmopolite.
Trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk.
Donat l'a rencontrée partout dans la Lüneburger Heide.

Staurastrum dejectum de Brébisson.

Habitat : P. 102, 104, 115

Dimensions : Long. 31μ larg. 35μ
21μ 27μ
21μ 25μ

Espèce déjà trouvée en Campine belge à Nieuwmoer et à Genk par E. De Wildeman et à Hérenthals par Kufferath. Au Kraenepoel par L. Guelton, ainsi que par van Oye le 23 septembre 1931 et le 8 et le 22 octobre 1931.

Cette espèce est cosmopolite ou presque et assez commune. Elle n'a pas encore été mentionnée de l'Amérique du Sud. Heimans la mentionne des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck de celles de Wijster et Donat de la Lüneburger Heide.

Staurastrum erasum de Brébisson (Pl. II fig. 14)

Habitat : P. 98

Dimensions : Long. 32μ larg. 32μ

St. erasum est aussi une espèce nouvelle pour la Belgique. Elle fut trouvée par Heimans dans les mares d'Oisterwijk. Donat l'a trouvée dans une mare de la région qu'il a examinée.

Cette forme est citée jusqu'à ce jour surtout d'Europe.

Staurastrum furcatum (Ehrenberg) de Brébisson.

Habitat : 73

Dimensions : Long. 25μ larg. 25μ

Espèce très répandue, peut-être cosmopolite. *St. furcatum* a été trouvée par Kufferath à Hérenthals.

Heimans l'a trouvée dans une des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck la cite comme très commune dans les mares de Wijster, cet auteur attire l'attention sur le fait que cette espèce est très polymorphe. Donat dit qu'elle se trouve dans toute la région qu'il a examinée.

Staurastrum gracile Ralfs.

Habitat : P. 23, 70, 83, 86, 98, 112, 120, 123.

Dimensions : Long. 22μ larg. 43μ
31μ 45μ

L'espèce *St. gracile* a été trouvée en Campine belge à Genk par E. De Wildeman et à Molenbeersel par J. Massart, van Meel la mentionne de Burcht, Bazel, Boom et Zurenborg.

Elle a été trouvée à différentes reprises et par différents auteurs dans d'autres parties de la Belgique. Van Oye l'a rencontrée à Sourbrodt dans l'Etang du Roerhof 8 août 1932 pH 6,7.

Heimans cite cette espèce des mares de bruyères d'Oisterwijk et Beyerinck de celles de Wijster. Donat la mentionne comme rare dans le plancton des eaux eutrophiques.

Espèce absolument cosmopolite, probablement aussi plus ou moins ubiquiste.

Staurastrum hexacerum (Ehrenberg) Wittrock.

Habitat : P. 96
Dimensions : Long. 38μ larg. 48μ

Cette espèce est mentionnée de la Campine belge par E. De Wildeman qui l'a trouvée près de Kalmthout et la cite sous le nom de *St. hexacerum* var. B. L'espèce a été trouvée au Kraenepoel par van Oye le 5 décembre 1929.

Heimans ni Donat ne la mentionnent mais Beyerinck l'a trouvée dans une mare de la région de Wijster.

Espèce cosmopolite mais non ubiquiste. Rare dans les mares oligotrophiques acides.

Staurastrum inflexum de Brébisson.

Habitat : P. 98, 100
Dimensions : Long. 28μ larg. 39μ
21μ 27μ

Cette espèce est mentionnée par van Meel à Meerhout. Heimans n'a pas rencontré *St. inflexum* dans les régions d'Oisterwijk, Beyerinck la mentionne d'une mare des environs de Wijster. Donat l'a rencontrée à plusieurs reprises dans la Lüneburger Heide.

St. inflexum n'est connu que de l'Europe et du Japon. Cette espèce n'a pas son optimum dans les mares oligotrophiques.

Staurastrum muticum de Brébisson.

Habitat : P. 30
Dimensions : Long. 26μ larg. 24μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Kalmthout par E. De Wildeman.

Donat la cite comme répandue dans toute la région examinée par lui.

Staurastrum neglectum G. S. West

Habitat : P. 100
Dimensions : Long. 28μ larg. 32μ

L'espèce *St. neglectum* fut créée en 1909 par G. S. West qui est d'avis que la forme *St. hexacerum* var. b. Wittrock serait synonyme de l'espèce *St. neglectum*. Dans ce cas elle aurait été trouvée par De Wildeman à Kalmthout comme nous l'avons dit à propos de *St. hexacerum*.

L'espèce *neglectum* G. S. West a été trouvée en Belgique au Kraenepoel par van Oye. Elle n'est citée ni par Heimans, ni par Beyerinck ni par Donat.

Staurastrum orbiculare Ralfs

Habitat : 80, 86

Espèce inconnue de la Campine belge. Heimans la cite de plusieurs mares de bruyères d'Oisterwijk, Beyerinck d'une de Wijster et Donat d'une localité du domaine qu'il a examiné.

St. orbiculare Ralfs est une forme exclusivement européenne.

Staurastrum orbiculare Ralfs var. **depressum** Roy et Bissett.

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 23μ larg. 27μ

La variété *depressum* décrite par Roy et Bisset est répandue en Europe, Asie, Japon, Australie, Nouvelle Zeelande et Madagascar.

La question se pose si nous avons bien à faire à une variété de *St. orbiculare* Ralfs.

Staurastrum pachyrhynchum Nordstedt

Habitat : P. 102

Dimensions : Long. 30μ larg. 28μ

Espèce nouvelle pour la Belgique. Cette forme est très rare, elle n'est citée ni par Heimans, ni par Beyerinck, ni par Donat.

Staurastrum paradoxum Meyen.

Habitat : P. 73, 115

Dimensions : Long. 30μ larg. 60μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Grobbendonk par van Meel. Heimans la cite des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck l'a trouvée à différentes reprises dans les mares de Wijster, et Donat dit qu'elle est répandue dans toute la région qu'il a examinée. Cette espèce n'a pas encore été trouvée en Afrique.

Staurastrum paradoxum Meyen var. **parvum** W. West

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 40μ larg. 25μ

La variété *parvum* de *St. paradoxum* est très incertaine. Comme cette question n'a aucune importance pour l'étude de la biologie, l'écologie et la dispersion géographique des desmidiées, nous n'avons pas poussé nos investigations systématiques plus loin. La forme que nous avons pu observer se rapproche le plus de la variété *parvum* décrite par W. West.

Staurastrum Sebaldi Reinsch var. **ornatum** Nordstedt (Pl. II fig. 11)

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 60μ larg. 75μ
70μ 105μ

La variété ornatum de *St. Sebaldi* est nouvelle pour la flore algologique de Belgique. L'espèce a été trouvée par E. De Wildeman à Genk.

Heimans a trouvé cette variété dans les mares de bruyères d'Oisterwijk. Elle semble assez rare.

Staurastrum teliferum Ralfs (Pl. V fig. 8)

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 43μ larg. 37μ

Espèce trouvée en Campine belge à Genk par E. De Wildeman et à Kinroy et Molenbeersel par J. Massart. Elle a également été trouvée au Kraenepoel par van Oye le 23 sept. 1931 à un pH de 6,9.

Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyères d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Jusqu'à présent cette espèce n'a pas encore été trouvée en Afrique.

Staurastrum tetracerum Ralfs

Habitat : P. 98

Dimensions : Long. 25μ larg. 25

Espèce trouvée en Campine belge à Kalmthout et Genk par E. De Wildeman. Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyères d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite.

GENRE TETMEMORUS

Tetmemorus Brebissonii (Meneghini) Ralfs var. **minor**. de Bary

Habitat : 52

La variété *minor* de *T. Brebissonii* fut trouvée pour la première fois en Belgique à la Haute Fagne par van Oye le 10 octobre 1930 à un pH de 5,7.

Cette forme se rencontre surtout dans les sphaignes. Elle fut trouvée par Beyerinck dans les mares de bruyère de Wijster et par Donat dans la région examinée par cet auteur.

Tetmemorus granulatus (de Brébisson) Ralfs (Pl. IV fig. 8)

Habitat : P. 4, 13, 56, 87, 89, 112, 115, 139.

Dimensions : Long. 138μ larg. 48μ

Cette espèce a été trouvée en Campine belge à Kalmthout et Wuestwezel par E. De Wildeman et à Kinroy, Molenbeersel et Genk par J. Massart, à Lierre-Hérenthals par Kufferath. Cornil l'a trouvée à Genk, Kufferath à la baraque Fraiture.

Heimans l'a trouvée dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat dans tout le domaine examiné par cet auteur.

C'est une espèce cosmopolite.

D'après Krieger elle se rencontre à un pH de 4-7,1.

Tetmemorus laevis (Kuetzing) Ralfs

Habitat : 73

Dimensions : Long. 60μ larg. 20μ

Espèce trouvée en Campine belge à Wuestwezel et Kalmthout par E. De Wildeman, à Genk et Molenbeersel par J. Massart et à Hérenthals par Kufferath.

Heimans mentionne cette espèce des mares de bruyères d'Oisterwijk et Beyerinck de celles de Wijster. Donat l'a rencontrée dans la Lüneburger Heide.

Espèce cosmopolite se développant surtout dans les mares à sphaignes.

Tetmemorus laevis (Kuetzing) Ralfs var. **minutus** (de Bary) Krieger. (Pl. III fig. 7)

Habitat : P. 73

Dimensions : Long. 56μ larg. 18μ

Espèce trouvée par van Oye à la Baraque Michel aux bords couverts de sphaignes d'un ruisseau 8 octobre 1930 à un pH 5,5.

Citée par Heimans d'une mare de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck l'a trouvée dans deux mares à Wijster et Donat dans deux de la Lüneburger Heide.

On peut dire que cette espèce n'est pas très commune dans les milieux examinés, mais d'après Krieger elle se rencontre surtout dans les sphaignes plus ou moins sèches. C'est une espèce cosmopolite mais non ubiquiste.

GENRE XANTHIDIUM

Xanthidium antilopaeum (de Brébisson) Kuetzing var. **hebridarum** W. et G. S. West (Pl. II fig. 12)

Habitat : P. 96, 120

Dimensions : Long. 61μ larg. 50μ
60μ 52μ

La variété *hebridarum* W. et G. S. West de *Xanthidium antilopaeum* (de Brébisson) Kuetzing n'a pas encore été mentionnée par d'autres auteurs en Belgique. Seul van Oye la cite de l'Etang des Vieilles Forges sur la route de Laroche à Champlon.

Il est à remarquer que Heimans la mentionne des mares d'Oisterwijk et Beyerinck de celles de Wijster.

Donat a trouvé l'espèce et trois variétés, mais non la variété *hébridarum* dans la Lüneburger Heide. W. et G. S. West ont trouvé cette variété en Ecosse et en Irlande. Il est certain qu'elle a une aire de dispersion plus grande.

Xanthidium armatum (de Brébisson) Rabenhorst.

Habitat : P. 30

Dimensions : Long. 132μ larg. 88μ

Espèce déjà trouvée en Campine belge à Genk, Kalmthout et Wuestwezel par E. De Wildeman et à Kinroy par J. Massart. Entre Lierre et Hérenthals par Kufferath, enfin également à Genk le 1 août 1932 par Cornil. Cette espèce se rencontre dans les mares de bruyères à sphagnum. Heimans la mentionne des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck de celles de Wijster et Donat de la Lüneburger Heide.

Xanthidium cristatum de Brébisson (Pl. V fig. 15)

Habitat : P. 113

Dimensions : Long. 64μ larg. 52μ

Espèce déjà trouvée à Genk par E. De Wildeman et à Molenbeersel par J. Massart. Van Oye l'a trouvée dans le Kraenepoel le 22 janv. 1930 à un pH de 6,8.

Espèce cosmopolite mais préférant les eaux à un pH aux environs de 7.

Heimans la mentionne des mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck dans celles de Wijster et Donat de la Lüneburger Heide.

IV

CONCLUSIONS GÉNÉRALES

A.

Statistique.

Une des conclusions que nous avons tirées concernant l'étude des « Desmidiées du district Sub-alpin de la Belgique » (1935) a été formulée comme suit : L'optimum pour l'ensemble des Desmidiées se trouve entre pH 5,5 et 6,8. D'autre part dans l'étude parue sous le titre : « Quelques données sur l'écologie des Desmidiées » (1934) nous avons attiré l'attention sur l'interdépendance entre le nombre et la taille des Desmidiées d'une part et l'acidité du milieu d'autre part.

Enfin dans le travail concernant les « Districts de la Belgique d'après le pH » (1939) nous avons montré que le district campinien présente des eaux dont le pH varie entre 3,5 et 8, mais que les pH les plus fréquents oscillent entre 5,5 et 7,5.

Or si toutes ces conclusions sont exactes, il en résulte :

1° qu'elles se complètent l'une l'autre

2° que de tous les districts phytogéographiques belges, la Campine doit être la plus riche en Desmidiées.

Or un examen des données du Prodrome de la Flore belge nous montre que la province de Limbourg est la province dont jusqu'en 1898 on connaît le plus grand nombre de Desmidiées. D'autre part, en ce qui concerne la Campine, le Prodrome cite 155 espèces qui y furent trouvées, alors qu'il mentionne un total de 197 espèces pour la Belgique.

Il est vrai qu'en 1930 leur nombre avait atteint 366 d'après Kufferath. Nous pouvons cependant admettre que, même si les proportions peuvent avoir changé légèrement, l'aspect général reste le même.

Avant de pousser plus loin cet examen, nous devons faire remarquer que, lors du Congrès national des sciences en 1930, il fut décidé de dresser un inventaire de notre flore. Depuis lors ont paru les parties traitant les Phanérogames et les Lichens. Kufferath a accepté de faire la révision des algues trouvées en Belgique.

Malheureusement cette partie n'a pas encore été publiée ; de sorte que nous ne possédons pas de relevé exact de notre flore Desmidienne. D'autre part nous n'avons pas voulu entamer une mise au point de la flore des Desmidiées de la Campine, afin de ne pas faire double emploi avec le travail de Kufferath.

Tous les chiffres dont nous disposons actuellement sont donc des chiffres relatifs.

Un travail récent de Kufferath qui traite des Desmidiées à Onoz-Gembloux, Rouge-Cloître, Lierre, Hérenthals et en Campine nous montre que, sur 92 espèces et variétés de Desmidiées, 84 en ont été rencontrées en Campine alors qu'une telle

proportion ne se présente pas pour les Diatomées des mêmes localités, comme nous pouvons le voir dans la première partie du travail de Kufferath.

Enfin nous même avons trouvé 157 espèces et variétés de Desmidiées en Campine dont beaucoup n'ont pas encore été mentionnées pour la Belgique.

Des 155 espèces du Prodrome, il y en a environ 98 que nous n'avons pas retrouvées, ce qui porte l'ensemble des Desmidiées de la Campine belge a environ 258. Le dernier travail de Kufferath cite 30 espèces trouvées en Campine que nous n'avons pas rencontrées dans notre matériel, ce qui porterait l'ensemble à 288. Si enfin nous tenons compte des espèces trouvées par van Meel et Conrad le total s'élèverait encore quelque peu.

En tenant compte que certaines des espèces citées dans le Prodrome sont retrouvées par Kufferath ; que de plus beaucoup de cas de synonymie ne sont pas encore élucidés et que certaines espèces ont reçu des dénominations nouvelles, nous pouvons admettre comme chiffre probable 260 environ.

Or il est certain qu'aucun autre district belge n'atteint ce chiffre.

Nous pouvons en conclure que, dans l'attente du travail de révision entrepris par Kufferath, si nous ne pouvons donner des chiffres exacts, nous disposons néanmoins d'assez de données pour dire que la Campine est le district phytogéographique belge le plus riche en Desmidiées, ce qui était à prévoir d'après les conclusions de 1934, 1935 et 1939 citées plus haut.

B.

pH

La Campine belge ayant des eaux dont le pH varie de 3,5 à 8 est un district riche en Desmidiées, comme nous venons de le dire.

Le matériel examiné pour le travail présent comportait 65 échantillons recueillis dans des eaux ayant un pH de 3,7 à 7,6.

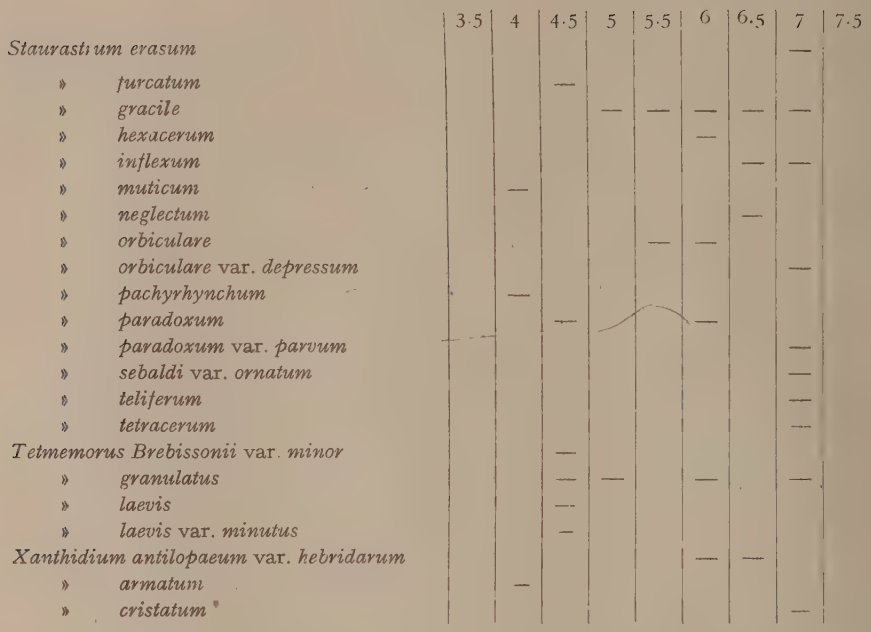
Pour ce qui concerne le pH auxquels les différentes espèces ont été trouvées, nous avons dressé le tableau suivant où nous avons indiqué les pH allant de 3,5 à 4 ; 4,5 à 5 ; 5 à etc., en mentionnant sous le chiffre 4 les données allant de 3,8 à 4,2, sous 4,5 celles de 4,3 à 4,7, sous 5 celles de 4,8 à 5,2 et ainsi de suite.

Comme nous n'avons pas trouvé dans notre matériel des localités ayant un pH au-delà de 7,6 les données concernant 7,5 sont l'expression de la réalité et nous ne devons pas envisager de correctif.

	3·5	4	4·5	5	5 5	6	6·5	7	7·5
Arthrodesmus convergens							—		
» *incus*						—			
» *incus* var, *minor*		—	—	—			—		
» *octocornis*			—						
Closterium angustatum						—			
» *Baillyanum* var *rectum*								—	
» *costatum*							—		
» *costatum* var *Westii*			—						
» *cynthia*					—			—	
» *dianae* var *pseudodianae*						—		—	
» *didymotocum*		—	—			—	—	—	
» *Ehrenbergii*									—
» *intermedium*				—		—			
» *Kützingii*					—	—			
» *lineatum*			—					—	
» *littorale*					—				
» *lunula*					—				
» *macilentum*					—				
» *moniliferum*						—			
» *parvulum*							—	—	
» *setaceum*						—	—		
» *sinense*								—	
» *striolatum*					—	—			
» *toxon*					—				
» *tumidum*				—					
» *ulna*			—	—		—			
» *venus*								—	
Cosmarium angulosum								—	
» — var *concinnum*								—	
» *annulatum*							—		
» *Blytii*							—		
» *botrytis*							—	—	
» *botrytis* var. *subtumidum*							—		
» *Brebissonii*						—			
» *connatum*							—		
» *contractum* f. *ellipsoideum*							—		
» *corbula*						—			
» *cucurbita*		—	—						
» *fastidiosum*								—	
» *furcatospermum*								—	
» *granatum*							—	—	
» *granatum* var. *subgranatum*								—	
» *humile* var. *glabrum*								—	
» — *substriatum*							—		
» *jenisejensi*								—	

	3.5	4	4 5	5	5.5	6	6 5	7	7 5
Cosmarium margaritiferum						—		—	
» *margaritatum*							—		
» *meneghini*								—	
» *moniliforme*						—			
» *monomazum* var *polymazum*.								—	
» *ornatum*						—			
» *orthostichum*								—	
» *ovale*								—	
» *phaseolus*			—	—				—	
» *phaseolus* var. *elevatum*							—	—	
» *Portianum*									—
» *pseudarctoum*							—		
» *pseudamoenum*				—		—			
» *pseudoconnatum*						—			
» *pseudoconnatum* var. *ellipsoïdeum*						—			
» *pseudoprotuberans*								—	
» *pseudopyramidatum*						—			
» *punctulatum*								—	
» *punctulatum* var. *minor*								—	
» *punctulatum* var. *subpunctulatum*						—		—	
» *pusillum*								—	
» *pyramidatum*				—	—	—			
» *quadratum* f. *Willei*							—		
» *quadrifarium*						—			
» *quadrifarium hexasticha*						—			
» *quadrum*							—		
» *rectangulare*								—	
» *rectangulare* var. *hexagonum*							—	—	—
» *reniforme*					—		—	—	—
» *reniforme* var. *apertum*							—		
» *reniforme* var. *compressum*								—	
» *reniforme* var. *elevatum*						—			
» *speciosissimum*					—				
» *subdanicum*								—	
» *subspeciosum*								—	
» *subtumidum*						—		—	
» *variolatum*						—		—	
» *vexatum*								—	
» *viride*							—		
Desmidium aptogonum var. *acutius*								—	
» *cylindricum*						—	—		
» *occidentale*								—	
» *pseudostreptonema*						—			
» *quadratum*						—			
Docidium baculum						—			

	3.5	4	4.5	5	5.5	6	6.5	7	7.5
Euastrum ampullaceum				—					
» *ansatum* var. *dideltiforme*						—	—		
» *bidentatum* var. *speciosum*				—					
» *binale*							—		
» *crassum*				—		—			
» *didelta*						—	—		
» *dubium*				—		—	—	—	
» *dubium* var. *pseudocambrense*							—		
» *elegans*			—		—	—	—	—	
» *humerosum*				—					
» *insigne*		—	—	—			—		
» *insulare*				—		—		—	
» *montanum*				—					
» *oblongum*					—				
» *pectinatum* var *inevolutum*						—		—	
» *pinnatum*						—		—	
» *ventricosum*						—			
» *verrucosum*							—	—	
» *verrucosum* var. *coarctatum*								—	
Gymnozyga moniliformis var. *gracilescens*		—	—						
Hyalotheca dissiliens						—		—	
Micrasterias apiculata					—			—	
» *crux-melitensis*							—		
» *denticulata* var. *angulosa*							—		
» *jenneri*				—					—
» *jenneri* var. *simplex*									—
» *papillifera* var. *glabra*							—		
» *pinnatifida*						—			
» *rotata*		—							
» *rotata* f. *evoluta*							—		
» *truncata*	—	—	—	—			—		
» *truncata* var. *crenata*		—							—
Penium phymatosporum						—			
» *polymorphum*						—			
Pleurotaenium coronatum var. *fluctuatum*							—		
» *Ehrenbergii*						—		—	
» *Ehrenbergii* var. *elongatum*							—		
» *minutum*			—			—			
» *trabecula*							—		
» *trabecula* var. *rectum*			—					—	
Sphaerozosma granulatum						—			
» *vertebratum* f. *minor*							—	—	
Spondylosium pulchellum			—	—					
Staurastrum brevispinum		—							
» *dejectum*		—				—			



Voila donc à nouveau la confirmation de nos conclusions faites en 1934, 1935 et 1939.

Nous voyons en outre que :

Le genre *Arthrodesmus* ne dépasse pas un pH de 6,5. Le genre *Closterium* au contraire se rencontre à un pH allant de 4 jusqu'au delà de 7, mais se trouve surtout entre 6 et 7.

Le genre *Cosmarium* a son optimum entre 6,5 et 7.

Le genre *Euastrum* présente de nouveau une amplitude plus grande au point de vue du pH, soit de 4,5 à 7.

Le genre *Micrasterias* se retrouve surtout entre 6 et 7 allant jusque 7,5.

Le genre *Penium* se rencontre à un pH de 6.

Les autres genres ne nous montrent encore rien de précis.

Tout ceci est en concordance avec nos conclusions de 1935 « Desmidiées du district sub-alpin » p. 78 et vient d'ailleurs les compléter.

C.

Conclusions concernant la dispersion géographique des Desmidiées en Belgique.

Nous avons trouvé 157 espèces et variétés de Desmidiées de la Campine en 65 échantillons de matériel, nous ne possédons pas le pH de 2 échantillons.

Ce résultat était plus ou moins à prévoir d'après ce que Heimans avait trouvé aux environs d'Oisterwijk.

En comparant nos données avec ce que nous avons trouvé dans d'autres localités ou régions belges, pour autant que ces contrées intéressent le district campinien, nous voyons que dans 15 échantillons de la Haute Fagne nous avons trouvé 41 espèces et variétés de Desmidiées. Vu la grande diversité du nombre d'échantillons examinés, nous ne pouvons pas comparer les résultats quantitativement quant à la quantité des espèces trouvées, mais nous voyons que dans le matériel de la Campine, nous n'avons trouvé aucune espèce alpine, ni à tendance arctique alpine.

Seule la variété *minor* de *Tetmemorus Brebissonii* a été trouvée en Campine. L'espèce *Brebissonii* est considérée généralement comme nettement arctique-alpine. A la suite de mes dernières recherches, cette assertion ne me semble plus aussi évidente.

Enfin il faut encore citer *Micrasterias truncata* qui a une tendance arctique-alpine. Cette espèce trouvée dans 13 échantillons se retrouve surtout à un pH de 3,5 à 5,5, ce qui indique qu'ici le développement de cette espèce dépend du milieu chimique.

D'autre part nous voyons que seulement 8 espèces de Desmidiées trouvées dans a Haute Fagne ont été retrouvées en Campine. De ces 8 espèces, 6 proviennent de localités non spécifiques pour la Haute-Fagne, notamment 3 de l'Étang du Roerhof et 3 d'une flaque d'eau du chemin d'Eupen.

Comme je l'ai déjà fait remarquer à plusieurs reprises, c'est l'ensemble qui a de l'importance, c-à-d. le facies général. Or la comparaison aussi bien des détails que de l'ensemble des flores Desmidiennes de la Campine et des Hautes-Fagnes ne permet qu'une conclusion, notamment que les florules desmidiennes des deux districts sont absolument différentes et que ces districts n'ont rien de commun. Les conclusions faites en 1935 sont donc encore appuyées par nos recherches sur les Desmidiées de la Campine.

D'autre part nous avons examiné également les Desmidiées du Kraenepoel où nous avons trouvé jusqu'à présent 177 espèces. De ces 177 espèces il y en a au moins 55 que nous avons rencontrées en Campine. Comme nous n'avons trouvé aucun autre milieu dans le district phytogéographique Flandrien qui soit aussi riche en Desmidiées et qui nous montre un si grand nombre d'espèces communes avec la Campine, il est évident que le Kraenepoel est une exception dans tout le district Flandrien, c'est le seul endroit dans le district Flandrien qui présente des points communs avec le district Campinien. Notre conclusion de 1934 est donc pleinement confirmée et nous pouvons dire que le Kraenepoel est un relict campinien dans le district flandrien, qui lui, faisait autrefois partie du district Campinien (Voir Crépin et Mac Leod)

Ce point a déjà été examiné eu d'autres circonstances (van Oye 1933).

(Voir aussi VAN OYE et EVENS, *Etude biologique des Desmidiées du Kraenepoel* (Belgique) où cette question est traitée en détail. A paraître sous peu).

D.

Conclusions concernant la dispersion géographique générale des Desmidiées.

En comparant nos résultats concernant la Campine belge avec ceux de Heimans, Beyerinck et Donat, nous voyons que Heimans a trouvé 234 espèces et variétés dans les mares de bruyère d'Oisterwijk, Beyerinck 211 dans celles de Wijster et Donat 294 espèces et variétés dans la plaine nord-ouest de l'Allemagne. Nous mêmes avons trouvé 157 espèces et variétés en Campine belge.

Si nous tenons compte du fait que Beyerinck a examiné toutes les algues, y compris les flagellates, des environs de Wijster, il est compréhensible que le nombre de Desmidiées trouvées ne soit pas si élevé que celui de Heimans qui s'est occupé exclusivement des Desmidiées. Dès lors la différence assez minime, de 23 espèces et variétés sur un nombre total de 234 ne présente pas d'intérêt.

Il s'en suit que nous pouvons voir une croissance quantitative allant de la Campine vers l'est de la Hollande jusqu'au nord-ouest de l'Allemagne.

Fig. 2.

D'autre part en examinant les espèces mêmes nous voyons que celles que Donat considère comme typiques de l'association *Euastrum iusigne* Hassall, *Micrasterias Jenneri* Ralfs *Xanthidium armatum* (de Brebisson) Rabenhorst, *Cosmarium cucurbita*

de Brebisson se rencontrent dans tout le domaine y compris la Campine. Seule la variété *Micrasterias oscitans* Ralfs var. *mucronata* (Dixon) Wille n'a pas encore été trouvée en Campine.

En comparant l'ensemble des espèces typiques nous pouvons conclure que la Campine fait partie d'une région biogéographique Desmidienne allant par l'est de la Hollande, le nord-ouest de l'Allemagne, le Danemark et traversant la partie sud de la Suède (voir fig. 2).

La Campine située à la limite sud de la région est moins riche en espèces que les autres contrées, ce qui nous explique les chiffres obtenus par les différents auteurs 157, 230, 294.

En ce qui concerne le genre *Cosmarium*, notre matériel contient le *Cosmarium monomarum* Lundell var. *polymarum* Nordstedt dont la dispersion a attiré l'attention des auteurs, entre autres, Heimans 1932. Cet auteur appelle cette variété une forme atlantique.

Fig. 3.

Il convient de remarquer que toute une série de *Cosmarium* sont plus ou moins dans le même cas.

On peut se demander si nous ne sommes pas en présence d'un groupe dont *Cosmarium monomarum* var. *polymarum* présente la dispersion typique et dont les

autres s'éloignent tantôt plus, tantôt moins, mais qui se distinguent par le fait qu'on les rencontre sur les côtes ouest de l'Europe et les côtes est de l'Amérique, tandis que ces espèces ne se trouvent pas en Afrique, en Australie, en Nouvelle Zélande à l'est et au sud de l'Asie.

Parmi les espèces de ce groupe devraient être citées : *C. ornatum* Ralfs, *C. orthostichum* Lundell, *C. ovale* Ralfs, *C. phaseolus* de Brebisson var. *elevatum* Nordstedt, *C. punctulatum* de Brebisson var. *punctulatum* (Nordstedt) Borge, *C. quadratum* Ralfs f. *Willei* W. et G. S. West, *C. quadrifarium* Lundell, *C. reniforme* (Ralfs) Archer.

Fig. 4.

Nous aurions ici un groupe à dispersion atlantique typique pour la plupart des espèces, mais présentant une série qui s'éloigne de plus en plus de la dispersion typique représentée par *Cosmarium monomarum* var. *polymarum* (voir fig. 3).

Comparons encore nos résultats concernant la Campine belge avec la dispersion des Desmidiées en Belgique, mettons en évidence l'écologie des Desmidiées et l'in-

fluence des eaux salines sur la flore des Desmidiées (van Oye 1935) ; rappelons-nous les données de Redeke concernant la salinité des eaux hollandaises ; examinons enfin la dispersion des Desmidiées en Hollande ; et nous pouvons en conclure que les Pays-Bas peuvent être divisés en deux régions au point de vue de la flore desmidienne : une partie est et une partie ouest ; la limite devrait en être représentée par une ligne allant du nord au sud, pour autant que les limites des districts biogéographiques peuvent être limitées par une ligne, vu qu'il faut toujours tenir compte d'une zone de transition.

La partie est qui correspond approximativement avec la zône d'eau douce de Redeke, est traversée à peu près de l'est à l'ouest par les grands fleuves, le Rhin et la Meuse, qui y présentent des bras et des communications de différentes espèces.

Les alluvions des bords de ces cours d'eau font évidemment exception. Il s'ne suit que la partie sud et la partie nord sont séparées par une bande plus ou moins large allant de l'est à l'ouest.

L'importance et la largeur de cette bande ne peuvent être examinées que sur place.

Toujours est-il que dans l'ensemble toute la partie est de la Hollande fait partie de la région allant de la Campine belge jusqu'au nord-ouest de l'Allemagne (voir fig. 4).

V

Résumé.

L'étude des Desmidiées de la Campine belge nous a fait connaître 157 espèces et variétés trouvées dans 65 échantillons recueillis en différents endroits dans des eaux ayant un pH de 3,7 à 7,6.

Au point de vue purement floristique nos connaissances se sont augmentées d'un grand nombre d'espèces nouvelles pour la Belgique.

Une comparaison de la flore Desmidienne de la Campine avec celle de la Haute Fagne montre l'absence complète des espèces typiques de cette dernière région. D'autre part la grande majorité des espèces autochtones du Kraenepoel se rencontrent également en Campine. Ceci prouve que les flores Desmidiennes du Kraenepoel et de la Campine doivent avoir la même origine, le Kraenepoel ayant fait partie du district Campinien qui était plus étendu. D'autre part les flores Desmidiennes de la Haute Fagne et de la Campine sont indépendantes et ont des origines différentes.

La relation entre le pH et les Desmidiées est prouvée une fois de plus et plusieurs points ont pu être mieux établis.

La comparaison de nos résultats avec les données des contrées limitrophes a montré l'existence d'une région biogéographique desmidienne comprenant la Campine belge, la partie est de la Hollande, la plaine nord-ouest de l'Allemagne, la majeure partie du Danemarck et une bande traversant le sud de la Suède.

Le *Cosmarium monomarum* var. *polymarum* qui présente une dispersion typique fait partie d'un groupe de *Cosmariums* qui ont une dispersion analogue très typique. C'est un groupe biogéographique .

Au point de vue de la dispersion des Desmidiées la Hollande peut être divisée en deux parties biogéographiques, une est et une ouest. Elles forment deux districts qui correspondent en grandes lignes avec les données de Redeke en ce qui concerne la salinité des eaux douces de la Hollande.

VI

BIBLIOGRAPHIE

Bachmann, H. *Beiträge zur Algenflora des Süsswassers von Westgrönland.* Mitt. Naturf. Gesellsch. Luzern VIII, 1921.

— *Das Phytoplankton des Piorasees nebst einigen Beiträgen zur Kenntnis des Phytoplanktons schweizerischer Alpenseen.* Zeitschr. Hydrolog. **4**, 1928, 49-103.

Beyerinck, W. *Over de verspreiding en periodiciteit van de zoetwaterwieren in Drentsche heideplassen.* Verh. Kon. Acad. Wetensch. 2de sectie XXV, 1937.

Bohlin, Kn. *Etude sur la flore algologique d'eau douce des Açores Bih. K. Svenska.* Vet. Akad. Handl. **27** Afd. III, N° 2, 1901.

Borge, O. *Süsswasseralgen von Frans Josephland gesammelt von der Jackson Harmsworth'schen Expedition.* Kongl. Vetensk. Akad. Förhandl. Stockholm, 1899, N° 7.

— *Ueber tropische und subtropische Süsswasser-Chlorophyceen.* Bih. K. Svenska Vet. Akad. Handl. **24**, III, N° 12, 1899.

— *Die Algen der ersten Regnellschen Expedition II Desmidiaceen.* Arch. f. Botan. I, 1903.

— *Die von Dr. A. Löfgren in Sao Paulo gesammelten Süsswasseralgen.* Arch. f. Botan. **15**, 1918, N° 13.

— *Die Algenflora des Takernsees.* Sjön Täkerns Fauna och Flora, 1921.

— *Beiträge zur Algenflora von Schweden.* Arch. f. Botanik. **28**, N° 6, 1936.

— *Die von Dr. F. C. Hoehne während der Expedition Roosevelt-Rondon gesammelten Süsswasseralgen.* Arch. f. Botanik. **19**, N° 17.

Budde, H. *Die Algenflora des Sauerländischen Gebirgsbaches.* Arch. f. Hydrob. **19**, 1928, 433-520.

— *Die Algenflora der Ruhr.* Arch. f. hydrob. **21**, 1930, 559-648.

— *Die Algenflora westfälischer Salinen und Salzgewässer.* Arch. f. hydr. I, **23**, 1931 — 462-490. II, **25**, 1933, 305-325.

— *Algenuntersuchungen in Westfalischen Mooren insbes. Algensoziologischer Art.* Abh. Westfäl. Prov. Mus. f. Naturk. **5**, 1934.

— *Die Algenflora der Eder.* Arch. f. hydr. **28**, 1935, 240-253.
1926, 289-319.

Cedergren, G. *Beitrag zur Kenntnis der Süsswasseralgen in Schweden.* Botan. Notis. 1926, 289-319.

— *Ein kurzer Beitrag zur Algenflora Medelpads.* Botan. Notis, 1938, 91-112.

— *Die Algenflora der Provinz Härjedalen* Archiv f. Bot. Bd. **25**, N° 4.

Comere, J. *Les Desmidiées de France.* Paris, 1901.

Conrad, W. 1914, *Le Phytoplancton de l'Etang d'Overmeire.* Ann. biol. Lac. VII, 115.

Conrad, W. et H. Kufferath, *Addition à la flore algologique de la Belgique.* Bull. soc. bot. Belg. **49**, 1912, 293-335.

Cooke, M. C. British Desmids, 1887.
Cornil, G. *Quelques algues récoltées au cours de l'herborisation.* Bull. soc. bot. Belg. LXVI, 1933, 41.
Cozandey, F. *Contribution à la connaissance des Desmidiacées des environs de Sainte-Croix.* Mém. soc. Vaud. sc. nat. IV, 1934, 415-504.
Czurda, V. *Chemisch-biologische und experimentelle Untersuchungen natürlicher Wässer und ihrer Organismengesellschaften.* Deutsche Forschung.
Dangeard, P. *Traité d'Algologie.* Encyclopédie biologique XI, 1933.
Deflandre, G. *Contribution à la flore algologique de la Haute-Savoie.* Bull. soc. bot. France **70**, 1923, 898-914.
— *Additions à la flore algologique des environs de Paris II Desmidiées.* Bul. soc. bot. France, **71**, 1924, 911-921.
— *Additions à la flore algologique des environs de Paris IV.* Remarques générales. Bull. soc. bot. Paris 72, 1925, 199-212.
— *Sur l'existence de formes sigmoïdes parallèles chez plusieurs Closterium.* Revue Algol. 1925, 158-163.
— *Note sur la flore algologique de deux localités alpines.* Bull. soc. bot. France, **72**, 1925, 373-393.
— *Contribution à la flore algologique de la Basse-Normandie.* Bull. soc. bot. France, **73**, 1926 ,701-717.
Dobers, E. *Hydrobiologische Beobachtungen in Altwarmbüchener Moore.* Mitt. Provinzialst. Naturdenkmalpfl. Hannover, **2**, 1929, 31-83.
Donat, A. *Zur Kenntnis der Desmidiaceeën des norddeutschen Flachlandes.* Pflanzenforschung, **5**, 1926.
— *Ueber die geographische Verbreitung der Süsswasseralgen in Europa.* Repert. spec. nov. regni veget. Fedde. Beih. Bd. 46, 1926, 18-29.
Fritsch, E. F. *Contribution to our knowledge of the Freshwater Algae of Africa.* Ann. Biol. lac. VII, 1914, 40-59.
Heimans, J. *De Desmidiaceeënflora van de Oisterwijksche Vennen.* Nederl. Kruidk. Arch. 1924, 245-262.
— *A propos du Staurastrum echinatum Bréb.* Rec. trav. botan. Neerl. XXIII, 1926, 73-93.
— *Sociologie van zoetwatervieren in het bijzonder Desmidiaceeën.* Natuurwetensch. Tijdsch. XIV, 1932, 171-174.
— *Das Genus Cosmocladium* Pflanzenforschung. **18**, 1935.
— *Conjugatae.* Publicat. 2 Hydrobiol. Club. Amsterdam, 1935, 20-47.
Homfeld, H. *Beitrag zur Kenntnis des Desmidiaceeën Nordwestdeutschlands.* Pflanzenforschung, Heft. **12**, 1929.
Huber-Pestalozzi, G. *Das Phytoplankton einiger Hochseen Korsikas* Veröffentl. Geob. Inst. Rübel. Zürich, **3**, 1925, 477-493.
— *Beiträge zur Kenntnis des Süsswasseralgen von Korsika.* Arch. f. Hydrob. **19**, 19 , 669-718.
— *Das Plankton natürlicher und künstlicher Seebecken Südafrikas.* Verhandl. Int. Vereinig theor. u. angew. Limnologie IV, 1929, 343-390.
— *Algen aus dem Knysnawalde in Südafrika* Zeitsch. f. Botan. **23**, 1930, 443-480.
— *Phytoplankton aus Seeen und Sümpfen Javas, Gesammelt von Prof. C. Schröter-Zürich.* Ber. Schweizer. bot. Gesellsch. **48**, 1936, 131-168.

Huzel, C. *Beitrag zur Kenntnis der mikroskopischen Pflanzenwelt der Rauhen Wiese bei Böhmenkirch.* Veröffentl. der Württ. Landesst. f. Natursch. **13**, 1936, 148.

Insam, J. und Krieger, W. *Zur Verbreitung der Gattung Cosmarium in Südtirol.* Hedwigia, **76**, 1936, 95-113.

Joshua, W. *Burmese Desmidieae with Descriptions of new species occuring in the neighbourhood of Rangoon.* Linn. Journ. Bot. XXI, 1885, 634-655.

Kickx, J. *Flore Cryptogamique des Flandres.* Gand, 1867, 2 vol.

Krieger, W. *Zur Biologie des Flussplanktons.* Pflanzenforschung, **10**, 1927.

— *Die Desmidiaceen der Deutschen Limnologischen Sunda Expedition.* Arch. f. Hydrob. 1932, Suppl. Bd. XI, 129-230.

— *Die Desmidiaceen Europas mit Berücksichtigung der aussereuropäischen.* Arten. Rabenhorst. Kryptogamenflora, Bd. XIII, Abt. I, Teil. I, 1933-37.

Kufferath, H. 1914. *Notes sur la Flore Algologique du Luxembourg septentrional.* Ann. biol. lac. VII, 272.

— 1914. *Contribution à l'étude de la flore algologique du Luxembourg Méridional.* Conclusions relatives à la distribution des algues. Ann. biol. lac. VIII, 359.

— *Contribution à l'étude de la flore algologique du Luxembourg méridional.* Bull. soc. bot. Belg. LIII, 1914, 88.

— *Liste de quelques Algues et protistes récoltés en Belgique par f. le Dr. Henriquez.* Bull. soc. roy. bot. Belg. **59**, 1926, 27-30.

— *Le développement de l'Algologie en Belgique de* 1907 *à* 1930. Congrès national des Sciences, 1930.

— *La florule algologique de Rouge-Cloître.* Bull. Soc. bot. Belg. **42**, 1930, 87-98.

— *Quelques Desmidiées du Congo Belge.* Ann. Crypt. exotique V, 1932, 276-281.

— *Récoltes algologiques à Onoz-Gembloux, Rouge Cloître, Lierre, Hérenthals et en Campine* I. *Diatomacées.* Rev. alg., **7**, 1936, 95.

— *Récoltes algologiques à Onoz-Gembloux, Rouge-Cloître, Lierre, Hérenthals, et en Campine.* Rev. Algol., **8**, 1939, 320.

Kurz, A. *Grundriss einer Algenflora des Appenzellischen Mittel-und Vorderlandes.* Jahresb. städt. Gymnas. Bern 1922.

Laporte, L. J. *Recherches sur la biologie et la systématique des Desmidiées.* Thèse, Paris, 1931.

Lindau, G. *Kryptogamen flora für Aufanger.* Band IV, Die Algen.

Lütkemüller, J. *Die Gattung Cylindrocystis Menegh.* Ber. Zool. Bot. Gesells. Wien 63.

Magdeburg, P. *Neue Beiträge zur Kenntnis der Oekologie und Geographie der Algen der Schwarzwaldhochmoore.* Ber. Naturf. Gesellsch. Freiburg. **24**, 1925.

— *Vergleichende Untersuchung der Hochmoor Algenflora zweier deutscher Mittelbirge.* Hedwigia, **66**, 1925.

Manguin, E. *Catalogue des Algues d'eau douce du canton de Fresnay sur Sarthe.* Bull. soc. Agric. Sc. et Arts Sarthe 1933, deuxième partie, 1935.

— *La Flore Algale de l'étang des Rablais.* Bull. Soc. Agric. Sc. et Arts. Sarthe, 1936, 314-351.

— *Les algues des Rochers suintants de Saint-Léonard-des-Bois.* Bull. soc. Agric. Sc. et Arts, Sarthe, 1937, 17-34.

Messikommer, E. *Die Algenvegetation der Moore am Pfäffikersee.* Vierteljahrsschr. Naturf. Gesells. Zürich, **74**, 1929, 139-162.

— *Die Algenwelt der inneren Plessuralpen.* Viertelj. Naturf. Gesellsch. Zûrich, **80**, 1935.

— *Algen aus dem Obertoggenburg.* Jahrb. St. Gallische Naturw. Gesells. **67**, 1935, 95-130.
— *Beitrag zur Kenntnis der fossilen und subfossilen Desmidiaceen.* Hedwigia, **78**, 1938, 107-201.
Migula, W. *Kryptogamen Flora von Deutschland.* Band II, Teil, I, von Thomé's Flora von Deutschland, Gera, 1907.
Munster-Ström, K. *Freshwater Algae from Tuddal in Telemark* Nyt. Magaz. f. Naturvidensk. **57**, 1919.
— *The Phytoplankton of some Norwegian Lakes* Videnskapselsk. Schrifft. Mat-Naturv. Klasse, 1921, N° 4.
— *The Algal-flora of the Sarck Mountains.* Naturwissensch. Untersuch. des Sarckgeb. in Schwedisch Lappland Botanik, III, **5**, 1923.
— *Studies in the Ecology and Geographical Distribution of Freshwater Algae and Plankton.* Rev. Algol. 1924, N° 2.
— *Norwegian Mountain Algae.* Skr. Norske *Vidensk.* Akad. Oslo, Matem. Naturvid. Klasse, 1926, N° 6.
Nordstedt, C. F. O. Index Desmidiacearum Berolini, 1896.
Oltmanns, F. Morphologie und Biologie der Algen, 3, Bände, Jena, 1923.
Rabanus, A. *Beitrage zur Kenntnis der Periodizität und der geographischen Verbreitung der Algen Badens.* Ber. Naturf. Gesells. Freiburg, **21**, 1915.
Redeke, H. C. *Abriss der regionalen Limnologie der Niederlande.* Hydrobiologische Club Amsterdam Publicatie, N° **1**, 1932.
Schlenker, G. *Das Schwenninger Zwischenmoor und zwei Schwarzwald-Hochmoore in bezug auf ihre Entstehung, Pflanzen und Tierwelt.* Mitt. Geol. Abt. X. Württ Statist. Landesamtes Stuttgart, 1908, N° 5.
Schmidle, W. *Beiträge zur alpinen Algenflora.* Oest. bot. Zeits. 1895, N° 7.
— *Die von Prof. Dr. Volkens und Dr. Stuhlmann in Ost-Afrika gesammelten Desmidiaceen.* Engl. Bot. Jahrb. **26**, 1898.
— *Algen insbesondere solche des Plankton aus den Nyassa-See und seiner Ungebung gesammelt von Dr. Fülleborn.* Engl. bot. Jahrb. **32**, 1902, 56-88.
— *Das Chloro und Cyañophyceenplankton des Nyassa und einiger anderer innerafrikanischer Seen.* Engl. Bot. Jahrb. **33**, 1902.
Schouteden-Wery. *Quelques recherches sur les facteurs qui règlent la distribution géographique des algues dans le Veurne Ambacht.* Rec. Inst. bot. L. Errera VIII, 101-213, 1910.
Suhr, J. *Die Algen des östlichen Weserberglandes* Dissert. Göttingen, 1905.
Schulz, P. *Desmidiaceen aus dem Gebiete der freien Stadt Danzig.* Bot. Archiv. II, 1922, 113-173.
— *Die Diatomeen und Desmidiaceen des Mariensees.* Ber. des Westpr. bot. Zoöl. Vereins **53**, 1931.
Schuurman, J. F. M. *A Seasonal study of the Microflora and Microfauna of Florida Lake, Johannesburg, Transvaal.* Trans. roy. soc. South Africa, XX, part. IV, 1932.
Skuja, H. *Algae in Bosshard, Walter. Botanische Ergebnisse der deutchen Zentralasien. Expedition.* Repertor specie, novar. 31.
Steinecke, Fr. *Die Algen des Zehlaubruches in systematischer und biologischer Hinsicht.* Schrift. phys. ökonom. Gesellsch. Königsberg LVI, 1916, 2-138.
— *Glazialrelikte und Glazialform unter den Algen.* Botan, Archiv. 22, 1928, 533-570.
De Toni, B. J. *Sylloge Algarum,* Vol. I, Sect. II, 1889.

VAN MEEL, L. J. *Matériaux pour servir à la flore algologique de la province d'Anvers.* Bull. soc. roy. Botan. Belg. LXX, 1937, 86-92.

— *Matériaux pour servir à la flore Algologique de la province d'Anvers.* Premier supplément. Bull. soc. roy. bot. Belg. LXXI, 1938, 34-40.

— *Matériaux pour servir à la flore Algologique de la Province d'Anvers.* Deuxième supplément. Bull. Soc. roy. Bot. Belg. LXXI, 1939, 186-191.

VAN OYE, P. *Tropisch-Algologische Aanteekeningen.* Versl. en mededeel. Konink. Vl. Academie, 1926.

— *Données concernant la distribution géographique des Algues au Congo-Belge.* Revue Zoöl. Africaine XV, Suppl. bot. 1927, 19-33.

— *Over de Wierflora van Belgisch-Kongo.* Botan. Jaarb. XX, 1927, 93-144.

— *Eenige gegevens omtrent de oecologie der Desmidiaceeën.* Handel. XXIV. Nederl. Natuur-en Geneesk. Congres 1933, Wageningen.

— *Quelques données sur l'Ecologie des Desmidiées.* Bull. soc. roy. bot. Belg. LXVII, 1934, 66-75.

— *Desmidiées du district Sub-Alpin de la Belgique.* Bull. soc. roy. bot. Belg. LXVIII, 1935, 59-87.

— *Verspreiding der Desmidiaceeën geslachten Micrasterias en Closterium in België.* Biol. Jaarb. II, 1935, 61-86.

— *Biologie et écologie des formations calcaires du Jurassique Belge appelées « Crons ».* Biol. Jaarb. IV, 1937, 236-265.

— *Districts de la Belgique d'après le pH.* Bull. soc. roy. bot. Belg. LXXI, 1939, 164-168.

— *Note sur les variétés de Micrasterias apiculata (Ehrenberg). Meneghini.* Revue Algologigue III, 242-251.

WEST G. S. AND FRITSCH F. E. *A Treatise on the British Freshwater Algae* Cambridge, 1927.

WEHRLE, E. *Studien über Wasserstoffionenkonzentrations-verhältnisse und Besiedelung an Algen-standorten in der Umgebung von Freiburg im Breisgau.* Zeitsch. f. Bot. XIX, 1927, 209-287.

WILLE, N. *Ueber einige von J. Menyhardt in Südafrika gesammelten Süsswasser algen.* Oester. bot. Zeitschr. 1903.

— *Algen aus Zentralasien Southern Tibet Discoveries in former times compared with my own researches in* 1906-1908 *bij Sven Hedin.* Vol. VI Part. III Botany 155-195.

— *Süsswasseralgen. Bot. Zoöl. Ergeb. einer wissenschaft. Forschungsreise nach den Samoainseln, dem Neuguinea-Archipel und den Salomonsinseln.* Denkschr. Mathem. naturwiss. K. Kais. Akad. Wissensch. Wien 1914.

DE WILDEMAN, E. *Flore des algues de Belgique.* Bruxelles 1896.

DE WILDEMAN, E. et TH. DURAND, *Prodrome de la Flore belge.* Tome I, Thallophytes par E. De Wildeman 1898.

DE WILDEMAN, E. *Matériaux pour la flore algologique de Belgique.* Bull. soc. roy. Bot. Belg. LXX, 1938, 104-114.

— *Les Algues de la flore de Buitenzorg,* Leiden 1900.

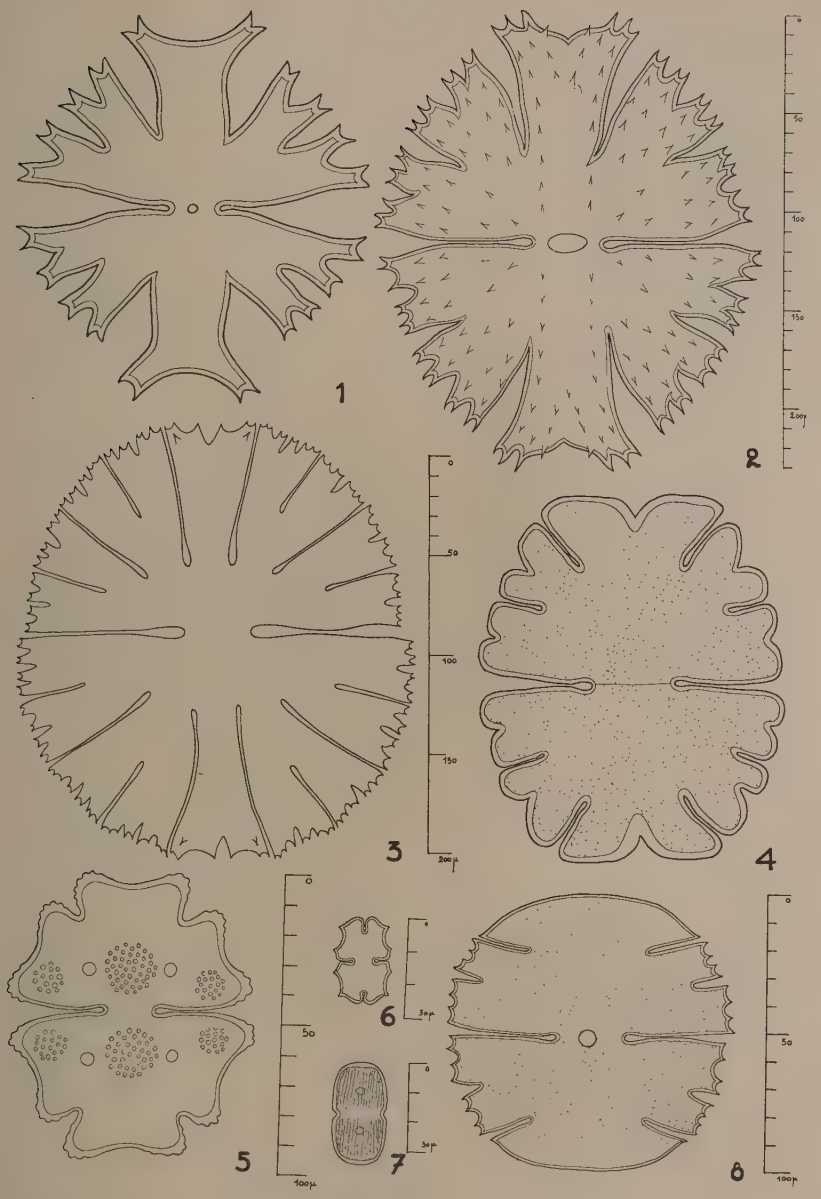


PLANCHE 1

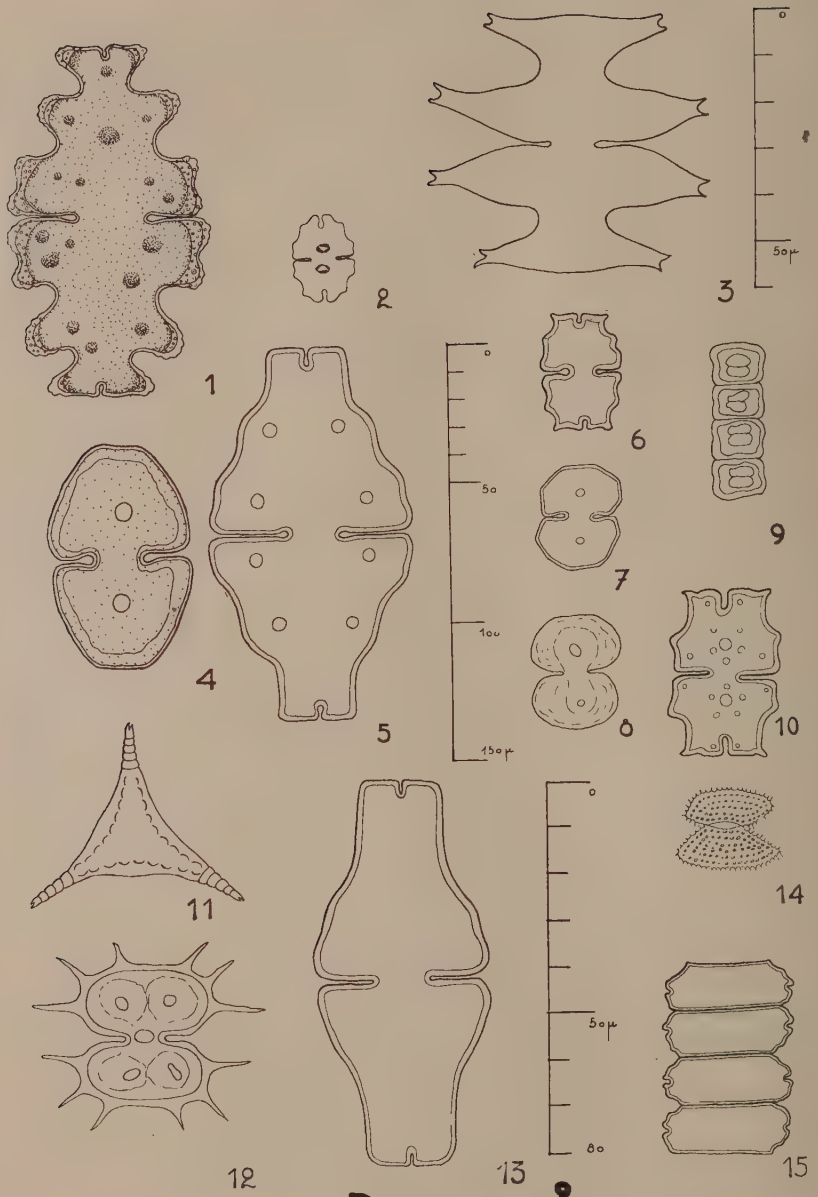


PLANCHE 2

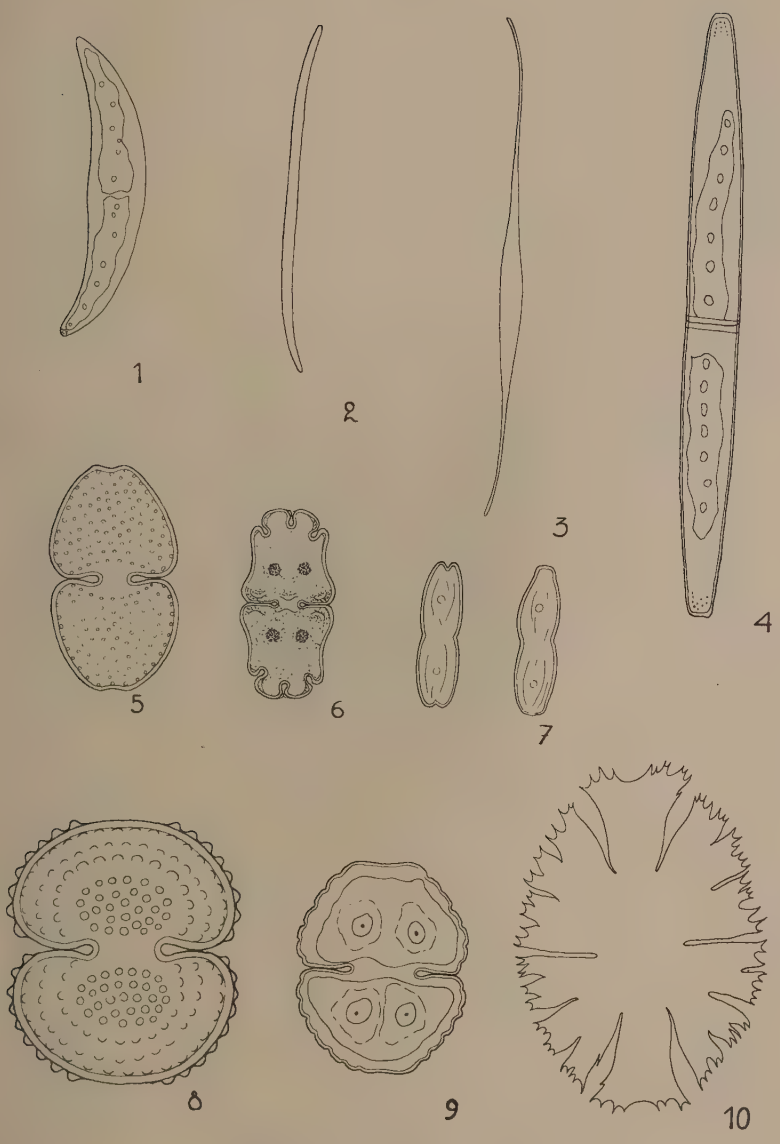


PLANCHE 3

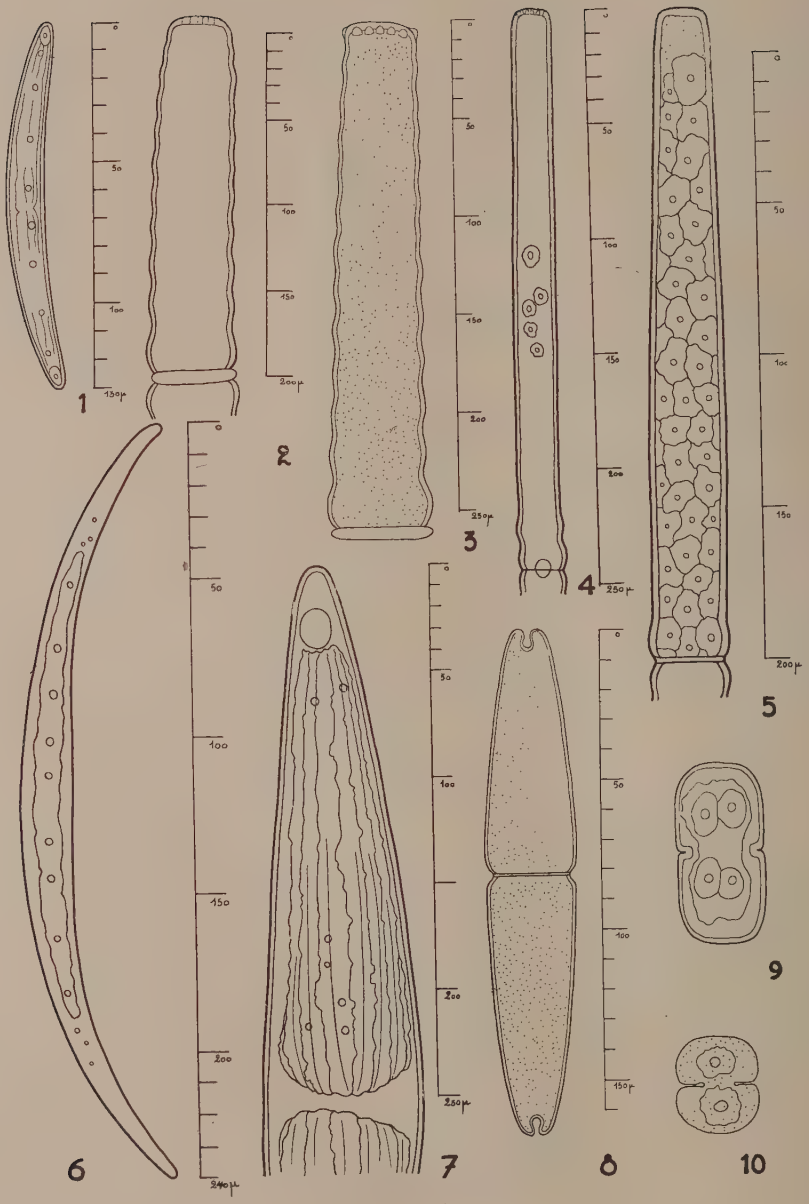


PLANCHE 4

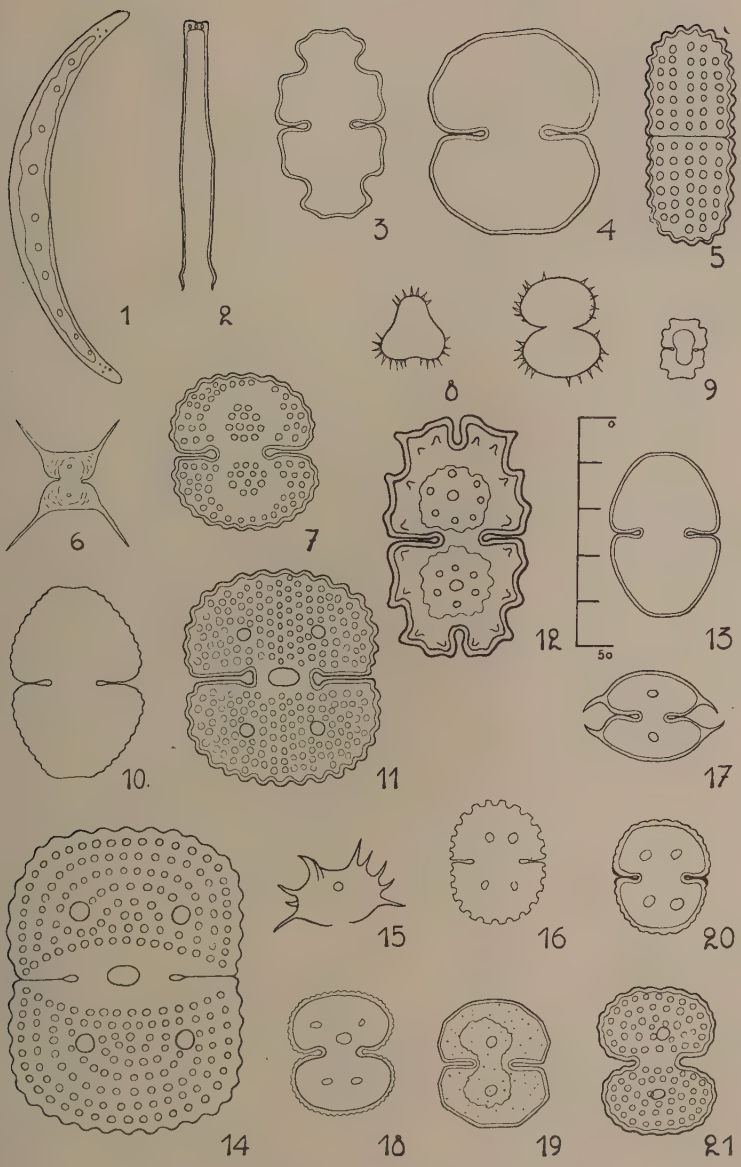


PLANCHE 5

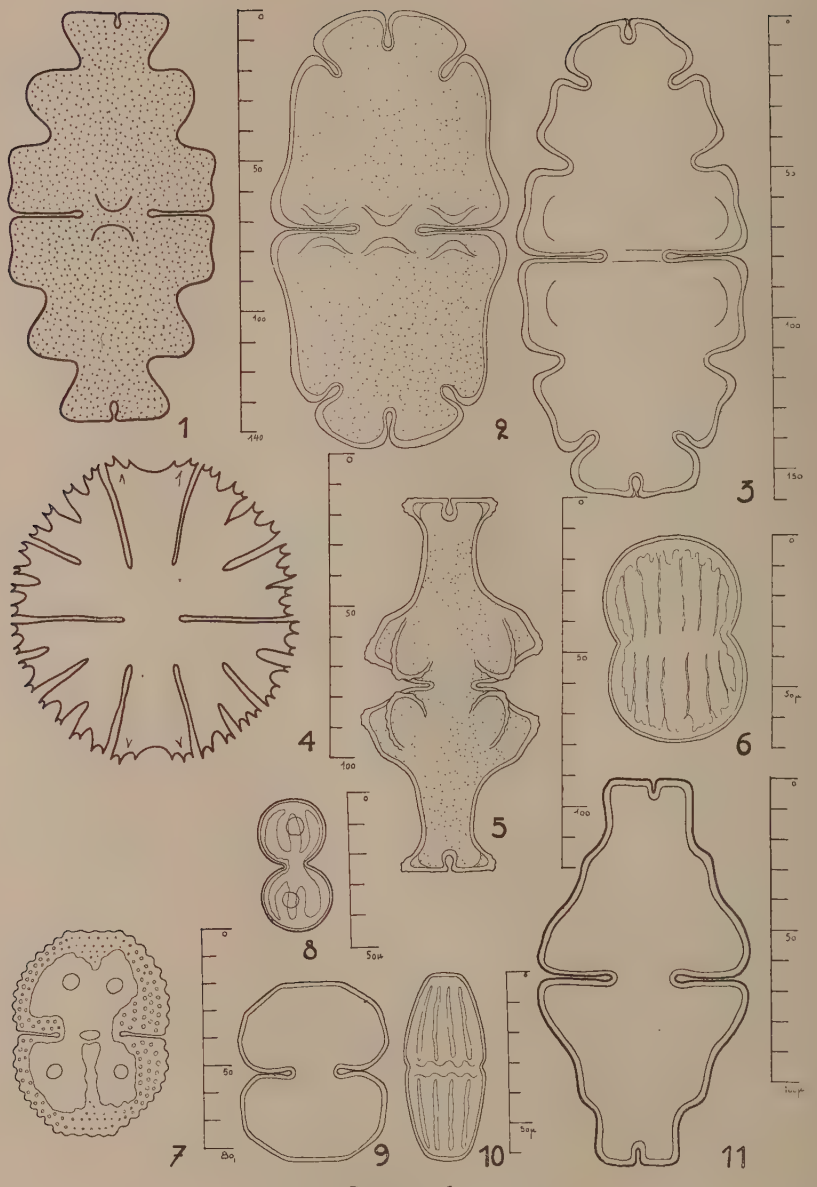


PLANCHE 6

EXPLICATIONS DES FIGURES

PLANCHE I.

1. *Micrasterias Crux-melitensis* (Ehrenberg) Hasall.
2. *Micrasterias apiculata* (Ehrenberg) Meneghini.
3. *Micrasterias rotata* (Greville) Ralfs f. *evoluta* Turner.
4. *Micrasterias Jenneri* Ralfs.
5. *Euastrum verrucosum* Ehrenberg.
6. *Euastrum elegans* (de Brébisson) Kützing.
7. *Penium phymatosporum* Nordstedt
8. *Micrasterias truncata* (Corda) de Brébisson.

PLANCHE II

1. *Euastrum pinnatum* Ralfs.
2. *Euastrum elegans* (de Brébisson) Kützing.
3. *Micrasterias pinnatifida* (Kützing) Ralfs.
4. *Cosmarium pseudopyramidatum* Lundell.
5. *Euastrum didelta* Ralfs.
6. *Euastrum dubium* Nägeli.
7. *Cosmarium rectangulare* Grünow var. *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West.
8. *Cosmarium subtumidum* Nordstedt.
9. *Hyalotheca dissiliens* (Smith) de Brébisson.
10. *Euastrum dubium* Näegeli var. *pseudocambrense* Grönblad.
11. *Staurastrum Sebaldi* Reinsch var. *ornatum* Nordstedt.
12. *Xanthidium antilopaeum* (de Brébisson) Kützing var. *hebridarum* W. et G. S. West.
13. *Euastrum ansatum* Ehrenberg var. *dideltiforme* Ducellier.
14. *Staurastrum erasum* de Brébisson.
15. *Desmidium cylindricum* Greville.

PLANCHE III.

1. *Closterium moniliferum* (Bory) Ehrenberg
2. *Closterium toxon* W. West.
3. *Closterium Kützingii* (de Brébisson).
4. *Closterium Baillyanum* de Brebisson var. *rectum* (Rosa) Krieger.
5. *Cosmarium variolatum* Lundell.
6. *Euastrum ventricosum* Lundell.
7. *Tetmemorus laevis* (Kützing) Ralfs var. *minutus* (de Bary) Krieger.
8. *Cosmarium margaritiferum* Meneghini.
9. *Cosmarium vexatum* West.
10. *Micrasterias apiculata* (Ehrenberg) *Meneghini* forme aberrante.

PLANCHE IV.

1. *Closterium sinense* Lütkemüller.
2. *Pleurotaenium trabecula* (Ehrenberg) Naegeli f. *undulatum* n. f.
3. *Pleurotaenium coronatum* (de Brébisson) Rabenhorst var. *fluctuatum* W. West.
4. *Pleurotaenium Ehrenberghii* (de Brébisson) de Bary var. *elongatum* W. et G. S. West.
5. *Pleurotaenium trabecula* (Ehrenberg) Naegeli.
6. *Closterium dianae* Ehrenberg var. *pseudodianae* (T. Roy) (Krieger.
7. *Closterium lunula* (Müller) Nitzsch.
8. *Tetmemorus granulatus* (de Brébisson) Ralfs.
9. *Cosmarium quadratum* Ralfs f. *Willei* W. et G. S. West.
10. *Cosmarium subtumidum* Nordstedt.

PLANCHE V.

1. *Closterium cynthia* de Notaris.
2. *Pleurotaenium Ehrenberghii* (de Brébisson) de Bary.
3. *Euastrum pectinatum* de Brébisson var. *inevolutum* W. et G. S. West.
4. *Cosmarium rectangulare* Grünow.
5. *Cosmarium annulatum* (Naegeli) de Bary.
6. *Arthrodesmus incus* (de Brébisson) Hassall.
7. *Cosmarium ornatum* Ralfs.
8. *Staurastrum teliferum* Ralfs.
9. *Euastrum montanum* W. et G. S. West.
10. *Cosmarium botrytis* Meneghini.
11. *Cosmarium reniforme* (Ralfs) Archer.
12. *Euastrum bidendatum* Naegeli var. *speciosum* (Boldt) Smidle.
13. *Cosmarium pyramidatum* de Brébisson.
14. *Cosmarium margaritatum* (Lundell) Roy et Bissett.
15. *Xanthidium cristatum* de Brébisson.
16. *Cosmarium quadrifarium* Lundell.
17. *Arthrodesmus convergens* Ehrenberg.
18. *Cosmarium reniforme* (Ralfs) Archer var. *apertum* W. et G. S. West.
19. *Cosmarium rectangulare* Grünow var. *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West.
20. *Cosmarium monomazum* Lundell var. *polymazum* Nordstedt.
21. *Cosmarium portianum* Archer.

PLANCHE VI.

1. *Euastrum pinnatum* Ralfs.
2. *Euastrum crassum* (de Brébisson) Kützing.
3. *Euastrum oblongum* (Greville) Ralfs.
4. *Micrasterias papillifera* de Brébisson var. *glabra* Nordstedt.
5. *Euastrum insigne* Hassall.
6. *Cosmarium connatum* de Brébisson.
7. *Cosmarium botrytis* Meneghini.
8. *Cosmarium moniliforme* Ralfs.
9. *Cosmarium rectangulare* Grünow var. *hexagonum* (Elfving) W. et G. S. West.
10. *Penium polymorphum* Perty.
11. *Euastrum didelta* Ralfs.

ASSEMBLÉE GÉNÉRALE DU 4 FÉVRIER 1940

Présidence de M. P. MARTENS, président.

La séance est ouverte à 15 h.

Sont présents : M. Autome, M^lle^ Barzin, MM. Bouillenne, Castagne, Conard, De Poerck, le Rév. Frère Ferdinand, M^lle^ Gremling, M. Homès, M. l'Abbé Jungers, M. Lebrun, M^lle^ Lejour, M. et M^me^ Lequime, M^lle^ Lesent, MM. Manil, Martens, Matagne, Persy, M^lle^ Spirlet, MM. Stockmans, E. Van Aerdschot et Vandevyvere.

Se sont fait excuser : MM. Charlet, Culot, Duvigneaud, Lathouwers, Van Hoeter et le secrétaire.

M. Manil, membre du Conseil, accepte de faire fonction de secrétaire.

Il lit le procès-verbal de l'Assemblée générale du 5 février 1939 qui est approuvé.

M. le Président fait part à l'Assemblée du décès de M^lle^ E. Bodart et de M. Vroom, membres de la Société.

Communications :

L'assemblée entend ensuite les communications suivantes :

M. A. Conard. — Sur *Coniophora cerebella* et sur les champignons qui se sont associés à lui dans un cas de destruction de planches (ce bulletin p. 93).

M. P. Manil. — Les facteurs de croissance en Microbiologie.

M. Manil expose les recherches de ces dernières années, sur les facteurs de croissance chez les Microbes. Il résume les travaux de R. J. Williams, de Reader, de Tatum, de Robbins, de Lwoff, de Janke, de Sorgo et d'autres.

M. Manil s'attarde surtout aux découvertes de Schopfer et de ses collaborateurs. Il s'agit tout spécialement ici du rôle que jouent, chez un certain nombre de champignons, l'aneurine et ses constituants, la pyrimidine et le thiazol.

A ce propos, les microorganismes se répartissent en plusieurs catégories :

1) ceux qui n'exigent, pour leur développement, ni aneurine, ni pyrimidine, ni thiazol ;

2) ceux qui n'exigent que la pyrimidine ;

3) ceux qui n'exigent que le thiazol ;

4) ceux qui exigent à la fois la pyrimidine et le thiazol, mais avec une préférence pour la pyrimidine. Le pouvoir de synthèse du thiazol existe, mais incomplet.

5) ceux qui manifestent des besoins égaux en pyrimidine et en thiazol ;

6) ceux qui requièrent l'aneurine, celle-ci ne pouvant être remplacée par ses deux constituants.

Les notions qui précèdent permettent d'expliquer certains cas frappants de symbiose.

Au point de vue pratique, la sensibilité de certains microorganismes aux deux constituants de l'aneurine (Vitamine BI) permet un dosage de cette dernière.

M. Manil expose la technique à suivre, et les précautions à prendre.

M. R. Bouillenne. — Compte-rendu de l'herborisation générale de la Société dans les Hautes-Fagnes (ce bulletin, p. 117.

De la part de M. le Dr Culot, son secrétaire, est présenté le compte rendu suivant de l'activité de la Section de l'Entre-Sambre et Meuse de la Société pendant l'année 1937.

Lors d'une réunion tenue au local le 10 novembre 1938, le choix du président de la Section fut encore ajourné, le secrétaire, dont la candidature avait été proposée, ayant préféré conserver ses fonctions. Après examen de diverses questions administratives, l'on s'occupa des récoltes que chacun avait faites, dans les limites de la région, au cours de la bonne saison. Au point de vue phanérogamique, notons la découverte d'*Anemone ranunculaides* à Landelies par M. Stevens, de *Senecio vernalis* et d'*Arabidopsis arenosa, var. albiflora* à Courcelles (terrils) par M. Legros, ainsi que quantité d'autres espèces peu communes. L'on se quitta après avoir laissé au bureau le soin de fixer les détails de la prochaine.

Herborisation générale de la Section.

Celle-ci, un peu retardée, se fit le 3 août 1939 aux bords du vaste étang de Bambois à Fosses, où il paraissait y avoir à glaner. Par malheur, des orages subintrants nous accueillirent là-bas, contrariant nos projets ; et pour comble, la belle colonie de *Gypsophila muralis* de l'an dernier était complètement submergée. Par compensation, nous y admirons un gazon très dense de *Litorella uniflora*, accompagnés de *Juncus Tenageia*, d'*Isolepis setacea*, de *Rumex maritimus*, de *Carex helodes*, de *Roripa islandica, var. pusilla*, parmi quantité d'autres espèces aquatiques plus ou moins communes. Nous n'avons pu y retrouver *Heleocharis acicularis, Ranunculus flaccidus, Poa palustris*. Dans une toute petite mare s'étalait *Riccia fluitans* (hépatique). Aux environs, *Vicia pennifolia*.

Mais la céleste cataracte nous trempa plus que nos caractères, et nous dûmes quitter le site sans avoir pu l'explorer à fond.

La réunion de novembre fut ajournée par suite des événements.

L'Assemblée approuve ensuite les comptes de 1939 et le projet de budget pour 1940 de la Société, tels qu'ils lui sont présentés par le Conseil d'Administration.

Il est ensuite procédé aux élections statutaires.

Sont nommés membres du Conseil d'Administration pour la période 1940-1942 : MM. R. Bouillenne, A. Charlet et l'abbé V. Jungers.

M. G. Funke est, en outre, désigné comme membre supplémentaire pour achever, au sein du Conseil d'Administration, le mandat de M. Vandendries, démissionnaire.

Sont proclamés membres de la Société :

Mlle L. Bléret, 15, rue Saint-Henri, Woluwe (Bruxelles), présentée par M. Duvigneaud et le secrétaire.

Le Rév. Père Callens, professeur au Collège Saint-Joseph, Turnhout, présenté par le Rév. Père Henrard et M. P. Martens.

M. J. Louis, docteur en sciences botaniques, ingénieur agronome, 13, rue Willem Kühnen, Schaerbeek, présenté par M. Lathouwers et le secrétaire.

M. P. Vandevyvere, pharmacien, rue Haute, Bruges, présenté par M. P. van Oye et le secrétaire.

La séance est levée à 17 h.

SUR *CONIOPHORA CEREBELLA* ET SUR LES CHAMPIGNONS QUI SE SONT ASSOCIÉS A LUI DANS UN CAS DE DESTRUCTION DE PLANCHERS

par **A. CONARD**

A la demande de l'un de nos collègues, nous avons étudié les champignons qui s'étaient associés à *Coniophora cerebella* dans un cas de destruction de planchers.

Trois morceaux de planches d'environ 90 cm. de longueur et un morceau de 35 cm. nous ont été confiés. C'est sur ce matériel que nous avons fait les observations qui vont suivre.

Notre méthode de travail a consisté à regarder directement les planches au microscope binoculaire de Greenough. Avec un grossissement de 32 ×, nous avons distingué les ascocarpes et les conidiophores dont il est question dans ce travail. Nous avons pu les récolter et les monter en préparations que nous avons examinées au microscope ordinaire.

Nous avons observé :

1) Une grande fructification de *Coniophora cerebella* ;

2) De nombreuses fructifications de *Gymnoascus Reessii* ;

3) De nombreux ascocarpes de *Penicillium* et probablement aussi d'*Aspergillus*, ainsi que des sclérotes ;

4) Des conidiophores de *Gymnoascus Reessii* ;

5) Des conidiophores de plusieurs espèces de *Penicillium* ;

6) Des conidiophores du type « Corémie * » ;

7) De grosses conidies d'un brun rouge se formant directement sur des filaments mycéliens bruns se trouvant à la surface du bois ou dans les trachéides ;

8) Des conidiophores d'*Aspergillus* ;

9) Des cordons mycéliens macroscopiques de couleur noire à ramifications brun foncé étroitement appliquées sur le bois ;

10) Des cordons mycéliens macroscopiques portant un léger feutrage blanc.

* Corémie (= Koremium), faisceau de conidiophores (Rabenhorst. L. 1908. Kryptogamen-Flora, I, IX, p. 286).

La fructification de *Coniophora cerebella* (Ph. 1).

La fructification de *Coniophora cerebella* que la photo 1 représente est fortement desséchée, ses bords sont décollés et se sont enroulés vers l'intérieur. La région centrale paraît plus ou moins lisse, tandis qu'au voisinage des bords, les protubérances caractéristiques pour l'espèce sont bien visibles (Ph. 2). Observés au microscope binoculaire, les bords montrent des images pareilles à la photographie stéréoscopique publiée par A. Möller (Hausschwammuntersuchungen, 1907, Pl. V, N° 15).

Les spores sont brunes, lisses, ellipsoïdales ou oviformes. La plupart d'entre elles sont contractées suivant une direction (Ph. 3). Après plusieurs semaines d'immersion dans l'eau, l'invagination persiste chez un grand nombre d'entre elles, tandis qu'un certain nombre de spores germent. Nous ne savons pas si les spores qui ont germé étaient contractées avant leur immersion dans l'eau.

Les spores mesurent (dans l'eau) : grand axe, de 8,5 μ à 12,8 μ ; petit axe, de 6,4 μ à 8,5 μ. Ces mesures concordent avec celles de :

Möller	12 à 14 × 7 à 8
Hennings	6 à 15 × 5 à 8
Mez	11 à 14 × 7 à 8 (le plus souvent)
	8 à 15 × 6 à 9 (mesures extrêmes)
Wehmer	11 à 12 × 7 à 8,5
Kemper	7 à 13 × 5 à 8
les mesures moyennes de Falck (1923)	6,1* × 7** × 10,6 sont en accord avec
les nôtres	— 7,3 × 10,8.

Gymnoascus Reessii (1).

Nous avons trouvé en abondance les ascocarpes de *Gymnoascus Reessii*. Ils sont très nombreux là où les planches s'appuyaient sur les lambourdes et sur les surfaces d'emboîtement des planches entre elles. Ils mesurent de 1/5 à 1/4 de mm. Ils sont pédonculés. Les pédoncules plus ou moins nombreux sont constitués par des filaments d'une centaine de microns de longueur et d'environ 2 microns d'épaisseur. Le peridium a la forme d'un ellipsoïde de révolution à axe polaire court. Les pédoncules se dressent sur des filaments rampants qui convergent tous vers le zygote.

Les ascocarpes sont isolés ou associés en groupes peu importants. Cependant, il arrive parfois qu'ils soient si nombreux et si serrés les uns contre les autres qu'ils forment des taches noires d'un centimètre de longueur et de quelques millimètres de largeur. Le peridium est constitué par un réseau hérissé d'épines. Il contient des ascospores ou des conidies, parfois des ascospores et des conidies. L'ascocarpe

---

Spores mesurées suivant la direction latérale *, suivant la direction dorsiventrale **.

(1) Conard, A., Sur l'ascocarpe et la forme conidienne de Gymnoascus Reessii Baran. poussant sur le bois. *Bull. Soc. r. de Bot. de Belg.*, 72, 2, 1940.

Conard, A., Sur la « toupie d'enroulement » de *Gymnoascus Reessii*. *Bull. de la Soc. de biol.*, CXXXIII, 4. 670.

entier est noirâtre au microscope binoculaire. Les ascospores ou les conidies apparaissent comme une masse blanchâtre ou légèrement brunâtre au travers des mailles du réseau du peridium. Au microscope ordinaire, tous les filaments constituant la fructification paraissent le plus souvent colorés en violet. Dans les fructifications mûres, les filaments ascogènes de même que la paroi des asques ne sont plus visibles. On pourrait se demander si la surface plane du bois raboté est pour quelque chose dans la forme géométrique définie de la fructification. Nous ne le pensons pas, nous avons trouvé des ascocarpes ayant la même structure sur des excréments d'insectes. L'espèce que nous décrivons ressemble au *Gymnoascus Reessii* de Baranetzky par plusieurs caractères, mais elle paraît en différer par la présence de pédoncules, la coloration générale et par la dimension et la couleur des spores. Elle rappelle aussi par de nombreux caractères *Eidamella spinosa* décrit par Matruchot et Dassonville et nous avons de très bonnes raisons de croire qu'elle peut déterminer des lésions teigneuses très importantes chez le chien. Nous ferons connaître ultérieurement nos observations sur ce sujet. Enfin, les spores sont incolores comme celles du *Gymnoascus setosus* de Eidam.

Les ascocarpes et les sclérotes de *Penicillium*.

Les sclérotes (Ph. 10).

Nous avons trouvé un petit nombre de sclérotes que nous avons attribué provisoirement au genre *Penicillium*. Ils sont plus ou moins oviformes ou réniformes, ils sont dressés et apparaissent au microscope binoculaire comme de petits cailloux roulés. Ils sont jaunes, jaune sale, gris ou bruns. Ils portent souvent de petites taches noires qui représentent des groupes de conidiophores de *Gymnoascus*. Ils mesurent de 240 à 410 microns de longueur et 170 à 310 microns de largeur. Ecrasés sous le microscope, les clérotes se brisent et puis émettent des corps qui font penser à des cellules et qui sont relativement gros (15 μ 8 × 10 μ 5). Ils ont des membranes très épaisses (4 μ). Ces corps ont des contours irréguliers et paraissent disposés comme des cellules dans un tissu. Brefeld (1874) les a représentés dans sa figure 22 (P. IV). En dehors de ces corps, on observe aussi des éléments filamenteux assez minces.

Ascocarpes.

Nous avons trouvé quatre types différents de formations qui ressemblaient à des ascocarpes.

Premier type. Les ascocarpes disposés les uns à côté des autres, en groupes de 20 à 50, sont noyés dans un feutrage brun noirâtre. Ils sont brisés et la plupart d'entre eux ont disséminé leurs spores. Les cupules persistantes noyées dans le feutrage brun foncé constituent des encroûtements noirâtres visibles à l'œil nu (Ph. 13). Sur les quelques ascocarpes qui étaient restés entiers, nous avons pu constater

que le peridium est coloré en jaune. Certaines cupules sont encore remplies de spores. Vues en masse, celles-ci paraissent blanchâtres, jaunes ou brun clair ; par transparence, elles sont incolores.

Les ascospores ont la forme d'ellipsoïdes de révolution à axe polaire court (fig. 22). Elles ont un éclat particulier, elles sont très réfringentes et la membrane ne se distingue pas du cytoplasme. Elles portent deux crêtes disposées suivant deux grands cercles parallèles occupant des positions symétriques par rapport au plan équatorial. Leur écartement varie entre 1,4 μ et 2,2 μ. Elles ont 0,6 μ de hauteur. La structure de ces crêtes paraît tout d'abord assez difficile à saisir. Parfois, elles apparaissent comme des bandelettes onduleuses. Ailleurs, elles sont constituées d'une file de petites protubérances plus ou moins bien alignées qui se dédouble en certains endroits. D'autres fois, les crêtes sont comme des bandelettes présentant des épaississements à des intervalles plus ou moins égaux. Dans certains cas, la bandelette semble se cliver pour donner naissance à des sortes d'œillets plus ou moins circulaires, elliptiques ou polygonaux. Exceptionnellement, les spores paraissent entourées de deux réseaux légers qui peuvent adhérer aux réseaux du même genre appartenant à des spores voisines. Il y aurait lieu d'essayer de montrer comment ces formes se rattachent les unes aux autres. Il est possible que les files de protubérances représentent la forme initiale des crêtes et que toutes les autres sont dérivées de celle-ci par gonflement, confluence et contraction. Les ascospores ont un diamètre qui varie entre 7,5 μ et 9,9 μ (crêtes comprises), l'axe mesure de 5,5 μ à 7 μ.

Les ascocarpes ont la forme d'œufs ou de tubercules, ils mesurent de 135 μ à 200 μ de hauteur. La paroi de l'ascocarpe est constituée par une pellicule mince et fragile dans laquelle on ne voit aucune structure. Elle est renforcée par un réseau plus ou moins épais dessinant des mailles polygonales plus ou moins grandes.

Deuxième type. Les ascocarpes sont jaunes, isolés ou associés en petits groupes (Ph. 14). Ils mesurent de 90 à 135 μ de hauteur sur 90 à 125 μ de largeur et sont plus ou moins oviformes. Dans certains ascocarpes, nous avons trouvé de grosses spores. Le diamètre mesurait de 8,2 à 10,5 μ et l'axe de 6,8 à 8 μ. Les ascospores portaient deux crêtes peu marquées dont l'écartement était d'environ 1,7 μ. Dans d'autres ascocarpes, les ascospores étaient pareilles aux précédentes (fig. 23), mais les crêtes étaient bien marquées et réticulées. Certains ascocarpes contenaient des spores mortes et vides et la membrane s'était ouverte en deux valves qui étaient restées rattachées par une zone qui fonctionnait comme une charnière (fig. 24). Dans d'autres ascocarpes encore, les ascospores étaient plus petites (diamètre : 5,8 à 7,4 μ, axe : 4,9 à 5,2). Les crêtes apparaissaient comme deux rangées de points réfringents (fig. 27). Elles étaient écartées d'environ 1,5 μ. Un grand nombre de spores étaient disposées en octades qui dessinaient encore les contours arrondis des asques (fig. 25, 26 et 27). Les octades mesuraient de 12 à 16 μ. Dans d'autres ascocarpes, les spores étaient plus petites (diamètre : 4,9 à 6,4 μ). Elles ne montraient pas de crêtes, elles étaient vides et l'on voyait fort bien la ligne de jonction des

valves. Nous croyons avoir observé ainsi une série d'ascocarpes immatures ou attaqués par d'autres champignons. Nous pensons qu'ils appartiennent à l'espèce précédente.

Troisième type. Nous avons trouvé sur la languette d'une planche des groupes de petits ascocarpes jaunes formant des masses pyramidales qui ressemblaient à des grappes. Ils mesuraient de 80 à 95 μ de hauteur et de 50 à 80 μ de largeur. Les ascocarpes se trouvaient à des niveaux différents comme s'ils avaient poussé les uns sur les autres. Bien que non ouverts, les peridiums étaient souvent vides. Un très petit nombre d'ascocarpes contenaient des spores (diamètre : 5,2 à 7,6 μ, axe : 4,6 à 5,2 μ). Celles-ci étaient parfois groupées en octades. Nous n'avons pas observé de crêtes. La ligne de jonction des valves n'était pas visible.

Quatrième type. Sur certaines régions de la planche, nous avons observé des sortes de disques blancs qui nous ont apparu comme des peridiums aplatis de *Penicillium* (Ph. 9). Ils sont isolés les uns des autres. Ils mesurent de 50 à 200 μ de diamètre mais ne contiennent rien. Ils se brisent au moment de la confection des préparations. Ils se trouvent en mélange avec des ascocarpes blanc crème, plus ou moins arrondis (Ph. 9). Certains d'entre eux sont parfaitement arrondis, paraissent pulvérulents comme s'ils disséminaient leurs spores. D'autres ascocarpes sont plus ou moins affaissés bien que le peridium paraisse intact. D'une manière générale, les ascocarpes ont la forme de tubercules et mesurent ± 100 μ. Le peridium est résistant et hyalin. Il est renforcé par un réseau hyalin (fig. 29). Tous les ascocarpes portent des épiphytes et notamment des conidiophores de *Gymnoascus*. Les ascospores sont petites. Elles mesurent de 2,9 à 5,2 μ de diamètre. Il ne nous est pas possible de donner des mesures de l'axe qui cadrent avec les mesures des diamètres parce qu'il nous a été impossible de faire subir aux spores une rotation de 90° : elles restent agglutinées en une seule masse. Elles ont la forme d'ellipsoïdes de révolution à axe polaire court. Un grand nombre d'entre elles sont disposées en octades qui dessinent encore les contours plus ou moins sphériques des asques. Les octades mesurent de 7 à 10,5 μ. Les ascospores étaient en général en bon état, elles avaient la réfringence caractéristique des spores vivantes. Nous nous demandons si ces fructifications avaient subi leur complète maturation parce que nous y avons trouvé des asques très jeunes ne contenant pas de spores (fig. 28). Ce qui nous a frappé surtout, c'est l'absence de spores à crêtes et nous arrivons à penser qu'il n'est pas impossible que ces ascocarpes appartiennent au genre *Aspergillus*. Quoi qu'il en soit, les cultures que nous comptons entreprendre nous permettront de nous en rendre compte.

Pseudoascocarpes.

Nous avons trouvé assez rarement de petits tubercules d'un brun clair. Nous en avons observé six au voisinage d'un gros sclérote ; ils sont disposés comme

de vrais ascocarpes. Ils mesurent de 45 à 100 μ de hauteur sur 45 à 80 μ de largeur. Ils paraissent souvent pulvérulents comme si les spores étaient en voie de dissémination. Ils portent comme les vrais ascocarpes une végétation épiphyte ; les conidiophores de *Gymnoascus* sont toujours nombreux à leur surface. On ne voit pas de peridium au microscope. Les spores vides sont très nombreuses. Il y a au maximum 10% de spores vivantes. Dans certains de ces tubercules, les spores sont grandes, leur diamètre varie entre 7,6 μ et 10,5 μ et les crêtes sont bien développées. Dans d'autres, les spores sont petites, elles mesurent de 4,8 à 6,4 μ, elles n'ont pas de crêtes, mais, comme elles sont vides, on voit particulièrement bien la ligne de jonction des valves. Comme nous n'avons jamais observé de peridium et que nous rencontrons les formes d'ascospores que nous avons observées pour les autres types, nous pensons que ces tubercules bruns ne représentent pas des ascocarpes avortés ou parasités mais des excréments d'insectes. Nous avons d'ailleurs trouvé des corpuscules noirâtres qui ont à peu près les mêmes dimensions et qui sont constitués par une sorte de pâte brune dans laquelle sont accumulées des spores vides porteuses de crêtes. Nous croyons qu'ils représentent les excréments des insectes qui ont dévoré les ascocarpes formant les encroûtements noirâtres que nous avons décrits.

Les conidiophores de *Gymnoascus Reessii*.

Les conidiophores de *Gymnoascus Reessii* sont constitués par des filaments formés d'une seule file de cellules à membrane épaisse colorée en violet. La cellule de base est généralement élargie en un pied. Les pédoncules des ascocarpes ont absolument le même aspect que la base des conidiophores. Ceux-ci peuvent cependant avoir une épaisseur double de celle des pédoncules. Les conidiophores mesurent de quelques microns à 830 microns de longueur. Ils sont dressés dans l'air. Après avoir formé une portion pédonculaire plus ou moins longue, la ramification apparaît. Les rameaux naissent toujours sous la cloison supérieure d'une cellule. Il peut s'en former de un à trois. Ils présentent très souvent un étranglement à leur point d'insertion. Les rameaux peuvent être multicellulaires et se ramifier à leur tour. Quand nous parlons de cellules chez les *Gymnoascus*, nous commettons peut-être une erreur, parce que nous ne savons rien sur le nombre des noyaux qui y sont contenus.

Les rameaux et l'axe se terminent par un cellule spécialisée en vue de porter les conidies. Cette cellule s'amincit brusquement avant de former une sorte de petit entonnoir sur lequel est fixée la masse conidienne sphérique (fig. 18). Les conidies sont si serrées les unes contre les autres et leur ensemble a des contours si nettement définis que nous nous sommes demandé si une membrane ne les enveloppait pas pour constituer une sorte de sporange. Le bord de l'entonnoir apparaît comme une déchirure dont il nous a été longtemps difficile d'expliquer la signification (fig. 17, 18 et 19). Cependant, nous avons trouvé des conidiophores qui nous

permettent, dans une certaine mesure, de nous rendre compte de la façon dont les choses se passent.

La cellule conidiophore jeune s'achève, au delà du rétrécissement, par un élément cylindrique court qui est arrondi au bout et qui contient deux conidies (fig. 16). Si cette portion se détache pour libérer les deux conidies, la cellule conidiophore se termine par un entonnoir. Nous pouvons imaginer que l'entonnoir est envahi par le cytoplasme qui émet successivement les conidies. Celles-ci restent groupées en une masse sphérique. Il est possible qu'une membrane mince ferme l'entonnoir au moment de la chute de l'extrémité, et que, soulevée par les premières conidies, elle constitue une paroi à l'intérieur de laquelle les conidies continuent à s'accumuler. Cette membrane peut sans doute se rompre dans certains cas sans que l'émission des conidies soit entravée. L'entonnoir règle probablement le calibrage des conidies.

Les conidies sont plus ou moins sphériques. Elles mesurent 2 μ environ et sont incolores.

Les conidiophores de *Gymnoascus* se trouvent sur le bois et sur les excréments d'insectes. Ils poussent en épiphyte ou peut-être aussi en parasite sur tous les organes de tous les champignons que nous avons trouvés sur le matériel étudié, à l'exception cependant des conidiophores de tous les *Penicillium*. Les filaments qui portent les conidiophores de *Gymnoascus* s'enroulent souvent en hélice sur eux-mêmes ou sur leur support (fig. 21). Nous avons vu les plus belles hélices autour des conidiophores d'*Aspergillus* (fig. 20). Nous avons trouvé des toupies d'enroulement rudimentaires à la base de certains conidiophores. Les conidiophores peuvent s'enrouler eux-mêmes en hélice (fig. 19).

Quand la dissémination des conidies est terminée, la formation de cellules propagatrices semble pouvoir se poursuivre, dans certains cas, dans la cellule conidiophore elle-même. Le cytoplasme se fragmente transversalement en petits blocs rectangulaires (fig. 18).

Les conidiophores des *Penicillium*.

Nous avons trouvé trois types de conidiophores pouvant être rattachés au genre *Penicillium*.

Premier type. Les conidiophores d'un Penicillum recouvrent de très grandes surfaces. La « poussière » couleur de ciment que l'on observe partout sur le fond brun du bois attaqué est constituée par ce champignon (Ph. 1). Chaque « grain de poussière » qui se voit à l'œil nu représente un bouquet de conidiophores. Les bouquets sont isolés les uns des autres et laissent entre eux des surfaces libres qui sont plus grandes que leur propre surface. Les bouquets sont plus ou moins gros, mais ils sont toujours composés d'un grand nombre de conidiophores non ramifiés. Regardés au microscope binoculaire, les conidiophores paraissent sortir directement du bois. Au fort grossissement, on trouve à la base de chaque bouquet un coussinet

mycélien. Observés isolément, certains bouquets paraissent parfaitement blancs.

Les conidiophores mesurent 1/3 de mm. environ de hauteur et 3,5 u d'épaisseur. Ils sont composés d'un petit nombre de cellules relativement longues. Le pinceau conidien peut comporter deux ou trois étages de rameaux symétriques. Le premier étage mesure de 10 à 13 μ, le second, de 8 à 10 μ. Les spores sphériques, blanches au microscope binoculaire, incolores par transparence, mesurent un peu plus de 2 μ de diamètre. Les conidiophores sont extrêmement fragiles à la manipulation et il est très difficile d'en faire des préparations.

Deuxième type. Très rarement, nous avons trouvé les conidiophores d'une autre espèce mêlés aux premiers. Ils se reconnaissent immédiatement par la facilité avec laquelle on réussit à les monter en préparation. Ils se dressent sous la cloison supérieure de cellules disposées en filaments rampants de 7 μ d'épaisseur. Ils mesurent 1/3 de mm. environ de hauteur et 7 μ d'épaisseur à la base. Le pinceau conidien mesure environ 35 μ dans sa plus grande largeur. Il y a deux étages de rameaux stérigmatiques symétriques ou asymétriques. L'un des rameaux stérigmatiques s'allonge parfois et donne naissance à un nouveau pinceau conidien à ± 50 μ au-dessus du premier. Les conidies sont elliptiques et incolores. Elles mesurent de 3,2 μ à 4,6 μ de longueur et 2 μ environ de largeur.

Troisième type. Au niveau de l'emplacement des lambourdes, nous avons trouvé des conidiophores bruns terminés par une masse conidienne en forme de goutte cireuse (Ph. 11). Nous avons compté et mesuré les cellules composant un conidiophore. La première cellule est relativement très courte, elle forme autour d'elle des prolongements nombreux qui servent d'appareil de soutien et de fixation à la surface du bois. Les huit autres cellules mesurent respectivement 53, 78, 72, 76, 70, 49, 33 et 15 μ. La troisième cellule (78 μ) mesure 7 μ de largeur et sa membrane colorée en brun-orangé a une épaisseur de 1 μ. La neuvième cellule (15 μ) a 5 μ de largeur. La masse conidienne agglutinée par un mucilage est plus ou moins piriforme ou sphérique. Elle est blanchâtre, sa taille est très variable, la moyenne fluctue autour de 35 μ de largeur. Elle apparaît au microscope binoculaire comme une goutte de résine. On ne peut voir sa structure qu'en l'écrasant (Ph. 12). Elle est supportée par trois ou quatre étages de ramifications symétriques ou asymétriques. Le premier étage est encore coloré en brun et le rameau qui prolonge l'axe mesure ± 10,5 μ sur 5,5 μ; le second étage de la même masse conidienne est composé de rameaux de ± 8 μ sur 2 1/3 μ, tandis que les cellules du troisième étage mesurent ± 8 μ sur 1 3/4 μ.

Les spores disposées perpendiculairement à la surface de la masse conidienne ont la forme de bâtonnets arqués de 2 1/2 μ à 3 1/2 μ de longueur sur 1 μ de largeur (Ph. 12).

Nous avons trouvé des filaments rampants du même type que celui qui constitue les pédoncules. Les cellules sont allongées, elles mesurent environ 25 μ sur 3 μ. Les ramifications sont disposées sous la cloison supérieure des cellules. Deux

rameaux sont parfois opposés sous une même cloison. Des filaments de ce genre semblent prendre une très grande part dans la constitution du feutrage qui englobe les ascocarpes des *Penicillium* du premier type. Ceci demande cependant confirmation.

Ces conidiophores se trouvent directement sur le bois ou poussent en épiphyte sur des cordons mycéliens bruns que nous attribuons à *Coniophora cerebella*.

Les conidiophores du type « Corémie ».

Sur l'emplacement des lambourdes se trouvent en abondance, souvent mêlés à d'autres champignons, des conidiophores du type corémie (Ph. 7). Sur le bois paraissant peu attaqué, ils forment parfois des plages plus ou moins importantes dans lesquelles les individus ou les groupes d'individus sont assez clairsemés.

En arrachant les corémies à la pince, sous le microscope binoculaire, on enlève du même coup leur base fixatrice constituée par des filaments mycéliens peu colorés, cloisonnés, souvent anastomosés entre eux. Quand on détache les corémies avec une lamelle de bois, on constate qu'elles sont en relation avec des filaments fortement colorés en brun formant un léger feutrage superficiel. Ces filaments sont plus ou moins épais ($\pm$ 1/2 à 4 μ), ils sont ramifiés et anastomosés. Leur contenu est coloré en brun. En effet, si celui-ci se contracte, la membrane apparaît presque incolore. Ils sont en relation avec des filaments du même type se trouvant à l'intérieur des trachéides. Ils y sont très développés. Au voisinage de la base d'une corémie ou d'un groupe de corémies, les filaments qui semblent prendre part à leur constitution convergent vers ce point et traversent perpendiculairement les trachéides en perforant directement leurs cloisons. Les perforations sont souvent très étroites, elles sont parfois plus minces que les traits qui sont tracés sur un micromètre oculaire, alors que les filaments mesurent $\pm$ 2,2 μ d'épaisseur.

Les pédoncules des corémies sont constitués par des filaments bruns, cloisonnés, serrés parallèlement les uns contre les autres et qui mesurent $\pm$ 2,2 μ d'épaisseur. Au niveau de la masse conidienne (fig. 36), les filaments s'écartent les uns des autres en se ramifiant abondamment. Les rameaux sont très rapprochés et sont relativement très courts (fig. 38). Les rameaux conidiophores portent, serrées les unes contre les autres et insérées en hélice, des ramifications en massue dont les renflements mesurent $\pm$ 7 à 8 μ de longueur et 2 à 4 μ de largeur (fig. 37). Nous pensons que les conidies sont contenues à l'intérieur de ces renflements. Il y en a une par renflement (fig. 39).

Les conidies sont brunes. Elles ont plus ou moins la forme d'ellipsoïdes de révolution à axe polaire long. Elles mesurent de 3,5 μ à 8 μ suivant l'axe et de 2 μ à 3,5 μ suivant le diamètre.

Les masses conidiennes sont plus ou moins sphériques, ellipsoïdales, hémisphériques ou hemiellipsoïdales (fig. 30, 31, 32, 33, 34). Elles ont aussi parfois la forme de pomme d'arrosoir quand elles ont été partiellement mangées, sans doute, par des insectes (fig. 35). Elles mesurent de 45 μ à 75 μ de largeur et de 15 à 55 μ de hauteur.

Les pédoncules ont des longueurs et des épaisseurs très différentes. Ils mesurent de 571 à 1375 μ sur 5,2 à 15 μ. L'épaisseur des pédoncules est déterminée par le nombre des filaments qui entrent dans leur constitution. Il y a une relation évidente entre la largeur des pédoncules et les dimensions des masses conidiennes qu'ils portent :

Longueur	900 μ	épaisseur	13 μ	mas. conid.	75 × 55 μ
	750 μ		7,5 μ		65 × 35 μ
	690 μ		5,5 μ		45 × 25 μ
	370 μ		5 μ		36 × 15 μ

Il paraît ne pas y avoir de relation entre la longueur des pédoncules et leur épaisseur :

Longueur	900 μ	épaisseur	13 μ
	875 μ		7 μ
	750 μ		10 μ
	670 μ		7 μ

Exceptionnellement, le pédoncule se divise en plusieurs faisceaux tout près de son sommet. Il porte alors plusieurs masses conidiennes. L'isolement des faisceaux peut se faire à d'autres niveaux, le pédoncule paraît alors ramifié.

Les masses conidiennes sont très touffues et leur étude est extrêmement pénible même après des macérations prolongées. Toute la ramification se fait dans les trois directions dans un espace très limité. Des centaines de rameaux renflés sont serrés les uns contre les autres. L'étude de la position des conidies nous a donné beaucoup de mal. Se trouvent-elles dans les renflements des rameaux en massue, ou bien sont-elles insérées entre eux ? La dissémination des conidies était assez avancée dans notre matériel et les rameaux en massue flétris et fortement aplatis étaient extrêmement nombreux. Au cours de nos observations, nous avons vu une cinquantaine de fois les conidies en place dans les rameaux en massue, mais nous ne pouvons pas affirmer que tous les rameaux renflés contiennent une conidie.

Les conidies d'un brun rougeatre.

Les conidiophores du *Penicillium* à conidies sphériques et les conidiophores de *Gymnoascus* forment une association serrée très caractéristique. Sous ce léger feutrage d'environ 1/2 mm. d'épaisseur, on trouve souvent de grosses conidies d'un brun rougeâtre. Elles sont disposées les unes à côté des autres et forment à la surface du bois de petites plages microscopiques de ± 120 × ± 40 μ. Elles sont plus ou moins sphériques, hémisphériques ou ovales et présentent à leur base une invagination qui représente l'insertion de la conidie sur une protubérance d'un filament rampant. La protubérance est latérale ou terminale, elle peut se trouver aussi au niveau des ramifications (fig. 11, 12 et 13).

Les filaments mycéliens qui les portent sont bruns. Ils paraissent parfois aplatis et mesurent ± 1,5 μ de largeur. Ils sont simples ou ramifiés et anastomosés en réseau (fig. 9 et 10).

Les conidies ont un diamètre qui varie de 2,5 à 4,6 μ et un axe qui mesure de 2,5 à 4,6 μ. L'invagination basilaire est plus ou moins large et profonde. Nous ne savons pas si l'invagination existe sur le matériel frais. La membrane de la conidie mesure ± 1/2 μ d'épaisseur.

Nous avons retrouvé ces conidies sur des cordons mycéliens bruns d'environ 15 μ d'épaisseur (fig. 14). On les observe fréquemment à l'intérieur des trachéides en relation avec des filaments mycéliens bruns. Certaines portions de trachéides en sont bourrées.

Les conidiophores d'*Aspergillus*.

L'association des conidiophores de *Penicillum* (premier type) et de *Gymnoascus* couvre de grandes surfaces sur les planches que nous avons étudiées (Ph. 1 et 6). Elle se complique en certains endroits de la présence des conidiophores d'*Aspergillus*. Quand ceux-ci dominent, l'association prend un aspect très particulier. En effet, les conidiophores d'*Aspergillus* sont constitués par des filaments raides et épais, beaucoup plus longs que les conidiophores des *Penicillium*. Le plus souvent, les têtes des *Aspergillus* sont noyées dans une poussière verdâtre, résultant de la dissémination de leurs conidies, à laquelle se mêlent des conidies et des conidiophores de *Gymnoascus* poussant en épiphyte sur les *Aspergillus*. Tout se passe comme si la teinte des conidies se modifiait par la dissémination. Les masses conidiennes en place apparaissent comme de petites boules jaunâtres. Il ne s'agit probablement que d'une question d'orientation des conidies et d'incidence de la lumière.

Les conidiophores des *Aspergillus* sont disposés en bouquets. Les pédoncules ne sont pas cloisonnés. Nous avons cru voir parfois une cloison à la base du renflement terminal. Ils mesurent 3/4 de mm. de longueur et 5 à 7,5 μ de largeur. La membrane mesure 1 μ d'épaisseur. Ils sont portés par un pied plus ou moins allongé, souvent coloré en brun. Le renflement qui porte les conidies mesure ± 20 à 25 μ de longueur et ± 13 à 17,5 μ d'épaisseur. Il a plus ou moins la forme d'une poire ou d'un ellipsoïde. Il porte deux étages de rameaux stérigmatiques qui sont insérés sur le renflement, à l'exclusion de la portion en tronc de cône qui rattache le renflement au pédoncule. Les rameaux du premier étage sont renflés. Ils mesurent ± 7 μ × 4,6 μ. Le second étage mesure ± 5 μ. Les conidies sont très nombreuses et il est nécessaire de les écarter par écrasement pour pouvoir voir le sommet renflé du pédoncule. Les masses conidiennes mesurent de 50 à 75 μ de largeur sur 40 à 70 μ de hauteur. Les conidies paraissent incolores par transparence au microscope. Elles sont hérissées de petites protubérances réfringentes qui paraissent laisser entre elles (en coupe optique) des espaces libres égaux à leur largeur. Elles mesurent de 2 μ à 3,2 μ de diamètre. Les filaments minces des *Gymnoascus* s'enroulent en hélice autour des conidiophores et leurs fructifications (conidiophores et même parfois

ascocarpes) poussent en épiphyte et peut-être aussi en parasite sur les pédoncules aussi bien que sur les masses conidiennes. Les conidies d'*Aspergillus* qui sont en contact avec les crampons de fixation de *Gymnoascus* paraissent altérées.

Les cordons mycéliens noirs, macroscopiques (Ph. 6).

Les cordons mycéliens noirs, macroscopiques, avec les rameaux bruns qui leur sont rattachés, forment des systèmes dont l'étendue ne dépasse pas quelques centimètres carrés, sur les matériaux que nous avons étudiés. Ils apparaissent comme des échantillons d'herbier de certaines algues brunes. Ce qui paraît être l'axe principal est constitué de quelques cordons mycéliens noirs, serrés les uns contre les autres. Ces cordons sont tantôt rectilignes, tantôt diversement tordus sur eux-mêmes. Ils sont soudés entre eux et mesurent environ 1/4 de mm. d'épaisseur. Un peu plus loin, ils s'isolent les uns des autres en divergeant. Ils sont en relation avec des systèmes raméaux, composés tantôt de cordons bruns, rectilignes, peu ramifiés, tantôt de cordons bruns qui paraissent se ramifier abondamment en cordons de moindre importance, anastomosés entre eux, et en filaments simples, d'épaisseur variable, ramifiés et anastomosés également.

Les cordons noirs correspondent aux « Syrotien » de Falck (1912). Quand on les regarde par le bout, là où ils sont brisés, on constate qu'ils sont constitués par une « écorce » noire et par une « moelle » claire. Pour un cordon de 220 μ d'épaisseur, la moelle mesure 140 μ et la région corticale 40 μ. Ils sont très cassants et pour en faciliter l'étude, il est bon de les immerger pendant quelques jours, dans un mélange à parties égales d'acide chlorhydrique et d'alcool absolu. Une fois ramollis, on peut les fendre à l'aiguille et en extraire la moelle. Déjà, au microscope binoculaire, celle-ci apparaît comme un léger nuage dans lequel on distingue de gros filaments jaune brunâtre. Ceux-ci, au nombre de cinq ou six, sont disposés plus ou moins parallèlement. Leurs bords sont plus ou moins rectilignes ou sinueux. Ils ont un contenu homogène et l'on ne distingue pas la membrane. Ils mesurent de 9 à 25 μ d'épaisseur. La masse mycélienne qui les enveloppe paraît peu déchiffrable même au fort grossissement. L'adjonction d'un peu d'encre de stylo colore instantanément et intensément tous les éléments constitutifs. En écrasant les préparations, nous avons vu des filaments de différents types. Les uns présentaient le même aspect que les gros filaments que nous venons de décrire. Ils étaient réfringents, homogènes, colorés en jaune. Ils prenaient énergiquement l'encre en se colorant intensément en bleu. Leur parcours était assez irrégulier et leurs contours étaient extrêmement sinueux. Leur calibre était très variable et passait de 1,5 à 3,7 μ sur une longueur de quelques microns. D'autres filaments à membrane mince, serrés les uns contre les autres, étaient très difficiles à étudier. Ils mesuraient de 1 à 4 μ d'épaisseur. Le contenu de certains d'entre eux était intensément coloré en bleu par l'encre. Des filaments étaient vides, tandis que dans d'autres encore, le contenu paraissait énergiquement contracté en une mince traînée appliquée contre la membrane.

Écrasée sous le microscope, la région corticale donne des images qui ne sont pas faciles à déchiffrer. Ici, les membranes sont généralement épaisses. Vers l'intérieur du cordon, les éléments plus ou moins larges (ils peuvent mesurer jusqu'à 8 μ d'épaisseur) ont un contenu plus ou moins riche. Les membranes sont plus ou moins épaisses (jusqu'à 2,3 μ) et plus ou moins faiblement colorées en brun. Vers la périphérie, les filaments sont de plus en plus fortement colorés en brun. Ils mesurent de 2 à 5 μ d'épaisseur. Les membranes sont plus ou moins épaisses (± 1 μ) et forment des tubes dont la lumière est plus ou moins étroite ou large (1/2 à 3 μ). Le contenu intensément coloré par l'encre est plus ou moins important. Certains de ces filaments paraissent vides.

Les cordons noirs portent des rameaux bruns plus ou moins rectilignes, anastomosés en réseau. Ces rameaux sont plus ou moins épais et composés d'un plus ou moins grand nombre de filaments bruns disposés plus ou moins parallèlement ou diversement entremêlés que l'on trouve aussi isolés les uns des autres. Ces filaments ont des largeurs assez différentes, mais ils présentent tous le même aspect. C'est leur contenu qui est coloré en brun. Quand celui-ci est contracté, la coloration faiblement jaunâtre de la membrane est mise en évidence (fig. 5, 6 et 7). Ces filaments paraissent plus ou moins aplatis en rubans. Certains d'entre eux sont relativement larges. Ils portent parfois sur leurs bords des protubérances brunes qui ont été observées et figurées par d'autres auteurs. Celles-ci sont plus ou moins grosses et plus ou moins nombreuses. Elles apparaissent sur les filaments libres et sur les filaments associés en cordons. On les voit aussi bien sur les filaments minces que sur les filaments épais. Les filaments mesurent de 1,5 à 8,2 μ d'épaisseur. Les protubérances sont plus ou moins sphériques ou hémisphériques, il y en a de toutes les tailles, les plus grosses mesurent jusqu'à 5,8 μ de diamètre (fig. 1, 2, 3 et 4).

Ces filaments superficiels se trouvent en relation avec des filaments très semblables logés à l'intérieur des trachéides. Ils présentent la contraction cytoplasmique, portent des protubérances brunes (fig. 8) et sont en relation avec les grosses conidies brun rouge que nous avons décrites précédemment.

Les cordons noirs, les cordons et les filaments bruns que nous venons de décrire appartiennent à *Coniophora cerebella*. Nos observations cadrent assez bien avec celles des autres auteurs. Falck (1912) a observé la contraction cytoplasmique dans les filaments de *Coniophora cerebella* et la considère comme spécifique. Il a vu aussi les protubérances mais ses constatations l'ont conduit à la notion qu'elles ne sont pas spécifiques. D'après Kemper (1937), Wehmer (1898), Mez (1908) et Nüesch (1919) ont observé des conidies analogues aux conidies d'un brun rougeâtre que nous avons décrites. Nous n'avons pas pu nous procurer ces travaux.

Après être arrivé à ces conclusions, nous avons examiné le bois se trouvant sous la fructification de *Coniophora* et nous avons trouvé, dans les trachéides, des filaments bruns ayant tous les caractères de ceux que nous connaissons déjà. Ils sont très développés. Les rayons médullaires sont particulièrement envahis. Nous n'avons pas observé de conidies. Le bois est fortement coloré en brun en cet endroit. Les morceaux de planches que nous avons étudiés montrent de larges taches brunes

et nous avons pu nous rendre compte qu'elles trahissent la présence des filaments de *Coniophora*. Regardées au microscope binoculaire ou à la loupe, les surfaces brunes montrent de nombreuses petites taches plus foncées. Celles-ci correspondent aux rayons médullaires. Nous pensons que c'est par les rayons médullaires que les filaments de *Coniophora* peuvent passer rapidement d'un niveau à l'autre, de la surface vers la profondeur et vice versa. C'est surtout par cette voie que les filaments superficiels aériens sont en communication avec les filaments profonds qui circulent à l'intérieur des trachéides.

L'étude de la plaque de fixation de la fructification nous a permis de mettre en évidence des filaments à contenu contracté analogues à ceux que nous avons trouvés dans les trachéides et à ceux qui sont en relation avec les cordons mycéliens noirs. Ils sont simples ou associés. Certains d'entre eux apparaissent comme des rubans de 5 à 13 μ de largeur. Certaines portions de filaments paraissent noirâtres tant la substance brune y est concentrée.

Les filaments mycéliens des plantules.

C'est en mettant à gonfler de petits morceaux de fructification, pour étudier la structure de la plaque de fixation, que nous avons vu germer les spores, dans l'eau, après 14 heures. Nous avons décrit ailleurs l'essentiel de nos observations. Les filaments mycéliens sont incolores. Ils ont un cytoplasme dense, peu vacuoleux. Ils sont composés d'articles qui ont une tendance à se renfler sous la cloison supérieure. Les rameaux naissent sous la cloison supérieure des articles. Il peut en naître jusqu'à 6 à un même niveau (Ph. 4). Des rameaux peuvent se former sous ce niveau, latéralement à l'article. Les filaments mesurent de 2 à 3 μ, ils sont plus épais près de la spore où ils peuvent mesurer jusqu'à 5,4 μ. Les rameaux terminaux donnent naissance à des conidies en croissant composées en général de deux articles. Celles-ci se détachent très facilement (Ph. 5).

Les cordons mycéliens macroscopiques portant un léger feutrage blanc.

Nous avons trouvé des cordons blancs macroscopiques en un seul endroit. Ils se sont étendus sur une surface de 3 à 4 cm. de rayon. Leur centre de développement se trouve au niveau d'un nœud. Ces cordons assez minces sont peu visibles sur le bois qui ne paraît présenter aucune altération de couleur ni d'aspect. Ils sont couverts de filaments mycéliens blancs qui s'appliquent étroitement sur le bois pour donner naissance à un léger feutrage. Celui-ci a peu d'étendue le long des cordons parce qu'il devient rapidement peu visible par l'éparpillement des filaments constitutifs.

Ces cordons sont assez mous. Montés en préparation dans l'eau, ils apparaissent colorés en brun au microscope. Ils mesurent environ 70 μ d'épaisseur et paraissent ramifiés assez fréquemment en cordons d'épaisseurs moindres, les plus minces mesurent à peine 5 μ.

Le feutrage qui les enveloppe est constitué de filaments incolores, simples ou associés en cordons de deux ou trois éléments. Ils sont ramifiés et anastomosés. Leur contenu est souvent contracté unilatéralement. Ils mesurent de ± 1 μ à 3,5 μ d'épaisseur. Certains d'entre eux sont littéralement couverts de cristaux microscopiques de carbonate de chaux. Les cordons peu épais sont faiblement colorés en brun, les filaments qui les constituent paraissent noueux. Nous pensons que cet aspect est dû à la présence de petites quantités de carbonate de chaux qui incrustent la membrane à certains endroits.

Il est difficile de se faire une idée de la structure des cordons épais. Nous les avons brossés pour les débarrasser de leur feutrage blanc. Nous les avons écrasés au scalpel et passés à l'acide chlorhydrique. Malgré tout, les filaments qui les constituent sont difficiles à isoler et à observer. On distingue des filaments à contenu réfringent et homogène mesurant de 2 μ à 4,5 μ. Ils sont individuellement assez faiblement colorés en brun, la membrane n'est pas discernable du contenu. La grande masse du cordon est constituée surtout par des filaments de ± 2 à 3 μ d'épaisseur. Ils ont un contenu qui est si peu important qu'ils paraissent vides. Leur membrane est plus ou moins épaisse et mesure ± 1 μ. Ils sont plus ou moins parallèles et s'enchevêtrent entre eux. En les écrasant, on les tronçonne en de nombreux morceaux.

A l'endroit où s'appuient les cordons, le bois est légèrement bruni. Les trachéides contiennent des filaments bruns de ± 1/3 de μ qui passent de trachéide à trachéide par les ponctuations aréolées ou en perforant les cloisons. Il y en a aussi de plus épais qui sont très faiblement colorés en brun. Les rayons médullaires sont envahis par ces filaments.

Les excréments d'insectes.

Nous avons trouvé de très nombreux corpuscules microscopiques noirs ou de couleur plus ou moins sombre disséminés partout à la surface des planches que nous avons examinées. Ils représentent des excréments d'insectes. Ce qui frappe surtout quand on les observe au microscope, c'est qu'ils sont constitués, en général, par des débris appartenant à une seule espèce. Un grand nombre d'entre eux sont formés exclusivement par une seule catégorie de spores ou de conidies. Nous nous bornons à décrire sommairement quelques types de ces corpuscules. En raison de l'importance qu'ils offrent du point de vue de la dissémination des champignons, nous comptons leur consacrer ultérieurement une étude.

Corpuscules noirs à contours irréguliers.

Fréquemment, les associations de conidiophores de *Penicillium* et de *Gymnoascus* contiennent de nombreux corpuscules noirs hérissés de conidiophores de *Gymnoascus* qui ont tous la même orientation. Ils sont constitués par des débris agglutinés du peridium des *Gymnoascus*. Les spores ou les conidies qu'ils contenaient se sont probablement développées directement en conidiophores. Ceux-ci plongent

tous dans le feutrage et sont dirigés vers le substratum, si bien que les corpuscules noirs paraissent perchés sur de petites échasses.

Corpuscules cylindriques noirs (Ph. 8).

Les corpuscules cylindriques noirs sont extrêmement nombreux partout. Ils sont plus ou moins longs et relativement minces, ils mesurent $\pm 25\ \mu$ d'épaisseur. Ils sont constitués exclusivement par des conidies sphériques de $\pm 2\ \mu$ de diamètre agglutinées entre elles. Il nous est impossible de dire si elles appartiennent à *Gymnoascus* ou au *Penicillium* à conidies sphériques parce que ces deux espèces ont des conidies que nous ne sommes pas en mesure de reconnaître par la simple observation. Après avoir écrasé l'un de ces corpuscules sous le microscope, nous avons vu des milliers de conidies plus ou moins incolores, déformées, noyées dans une pâte d'un jaune sale. Deux conidies appartenant au type corémie s'y trouvaient également.

Corpuscules cylindriques de couleur foncée (Ph. 5).

Nous avons trouvé des corpuscules cylindriques de couleur foncée formés uniquement par des spores de *Coniophora cerebella*. Comme les spores desséchées, elles étaient aplaties dans une direction jusqu'à être creusées. Elles étaient englobées dans une pâte brune.

Corpuscules ellipsoïdaux noirs ou brun clair.

Sur les planches qui portent en abondance des ascocarpes de *Penicillium*, on observe des corpuscules ellipsoïdaux ne contenant que des ascospores de *Penicillium*. En général, ces spores ne résistent pas aux sucs digestifs des insectes et on les trouve réduites à leur membrane. Le pourcentage des ascospores restées vivantes est vraiment peu élevé.

Conclusions.

En résumé, nous avons sommairement observé les champignons qui se trouvaient à la surface des matériaux qui nous ont été confiés. Nous publions actuellement les résultats de nos constatations parce que nous devons momentanément interrompre ce travail pour poursuivre d'autres recherches pour lesquelles nous avons contracté un engagement.

Nous pensons que *Coniophora cerebella* est l'auteur principal des dégâts. Il est représenté sur ces matériaux par :

1° une fructification, 2° des cordons mycéliens noirs qui sont en relation avec des cordons bruns et des filaments bruns montrant une contraction caractéristique de leur contenu et portant des protubérances brunes, 3° des conidies d'un brun rouge qui peuvent se trouver à l'intérieur des trachéides.

Nous avons vu germer les spores dans l'eau en présence d'un morceau de fructi-

fication. Nous avons vu apparaître des conidies en croissant sur les plantules. En général, elles étaient composées de deux articles.

Notre attention a été attirée en outre par des corémies brunes dont la structure n'a pas encore été décrite à notre connaissance. Il n'est pas impossible qu'elles représentent une forme de multiplication de *Coniophora cerebella*, mais ceci demande confirmation. Dans tous les cas, elles appartiennent à un champignon destructeur du bois.

Nous avons trouvé en outre :

1° Les ascocarpes et les conidiophores d'un *Gymnoascus* que nous avons provisoirement désigné sous le nom de *Gymnoascus Reessii*. Les ascocarpes contenaient des ascospores ou des conidies. Les conidiophores étaient abondamment répandus, ils poussaient également bien sur le bois et sur tous les organes des champignons à l'exception des conidiophores de tous les *Penicillium*. Les conidiophores des *Gymnoascus* ont une structure et un mode de formation qui n'ont pas encore été décrits à notre connaissance.

2° Des ascocarpes de *Penicillium* et trois formes conidiennes que nous n'avons pas déterminés.

3° Probablement des ascocarpes d'un *Aspergillus* et sûrement des conidiophores que nous n'avons pas identifiés.

4° Des cordons mycéliens blancs.

EXPLICATION DES PHOTOGRAPHIES ET DES FIGURES

Photo. 1. Morceau de planche de 11 cm. de largeur portant une fructification de *Coniophora cerebella*. Elle est complètement desséchée et ses bords se sont enroulés. Le point marqué d'une flèche montre les protubérances caractéristiques des *Coniophora* reproduites sur la photo 2. Les plages sombres trahissent la présence, dans le bois, des filaments mycéliens de *Coniophora*. Ces plages sont colorées en brun foncé. Elles sont recouvertes d'une association constituée par les conidiophores d'un *Penicillium* à conidies rondes et par les conidiophores de *Gymnoascus Reessii*. Ce qui apparaît comme la photographie de gros grains de poussière représente les masses conidiennes du *Penicillium*. Chaque masse conidienne correspond à un bouquet de conidiophores. La photographie montre très bien que les bouquets sont isolés les uns des autres. Après 10 mois de dessiccation, ce bois résiste énergiquement à la pénétration d'une lame de couteau.

Ph. 2. Le point marqué d'une flèche sur la photo 1 est représenté à un plus fort grossissement. Les protubérances caractéristiques sont mises en évidence.

Ph. 3. Excrément d'insecte constitué uniquement par des basidiospores de *Coniophora cerebella*. Celles qui se présentent de profil montrent une invagination très nette. Les spores que l'on récolte sur la fructification ont exactement le même aspect. Pour autant que nous puissions en juger, le phénomène est très général : si l'on fait subir une rotation aux spores paraissant non déformées, l'invagination devient visible.

Ph. 4. Filaments mycéliens de *Coniophora cerebella* qui se sont développés dans l'eau. Les rameaux actuellement terminaux sont amincis et tronqués au bout. Ils portaient là des conidies en croissant composées le plus souvent de deux articles. Ces conidies naissent en très grand nombre. Elles se détachent facilement.

Ph. 5. Conidies en croissant. On observe aussi cinq basidiospores qui n'ont pas germé.

Ph. 6. Morceau de planche portant des cordons mycéliens noirs. Les rameaux bruns ont disparu en grande partie mangés par des insectes ou enlevés par la manipulation des planches.

Ph. 7. Corémies.

Ph. 8. Excrément d'insecte constitué exclusivement de conidies rondes de 2 μ de diamètre.

Ph. 9. Ascocarpes blanc crème et disques blancs représentant sans doute des ascocarpes aplatis de *Penicillium* ou d'*Aspergillus*.

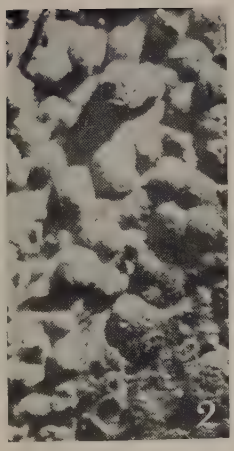
Ph. 10. Sclérotes de *Penicillium*.

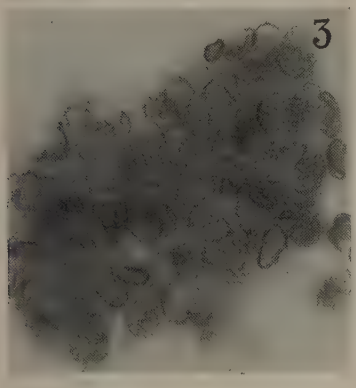
Ph. 11. Conidiophore de *Penicillium* à conidies agglutinées. La masse conidienne a l'aspect d'une goutte de cire ou de résine.

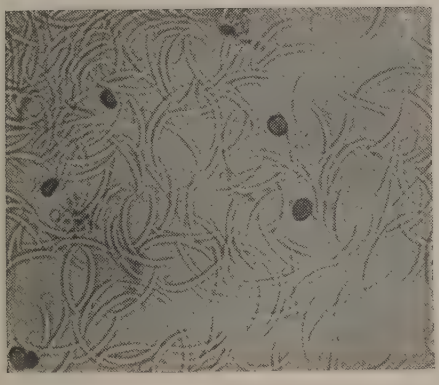
Ph. 12. Le même conidiophore dont la masse conidienne a été écrasée. Les spores ont la forme de bâtonnents arqués.

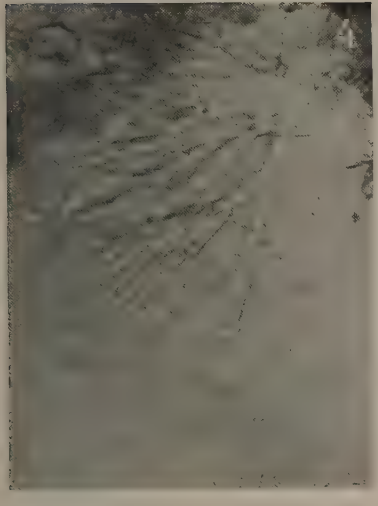
Ph. 13. Encroûtements constitués par un feutrage de filaments mycéliens brun foncé et par des ascocarpes brisés. Les taches noires en forme de petits cratères représentent des ascocarpes ouverts, réduits à une cupule. Les spores ont été disséminées. Les trois taches blanches, à droite, sont des cupules remplies d'ascospores.

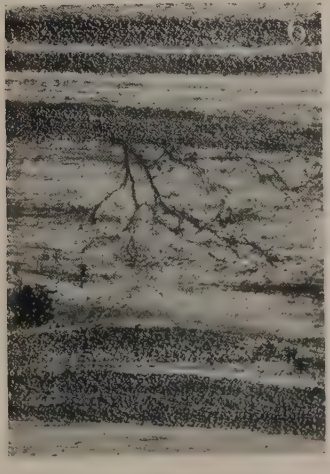
Ph. 14. Quatre ascocarpes jaune clair.

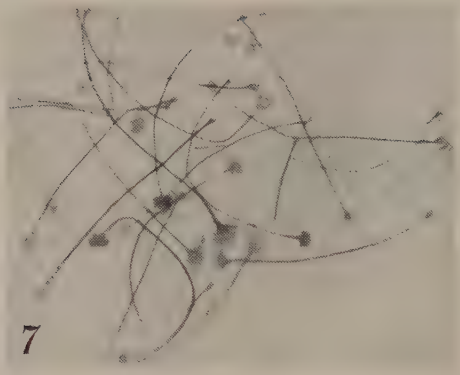

2

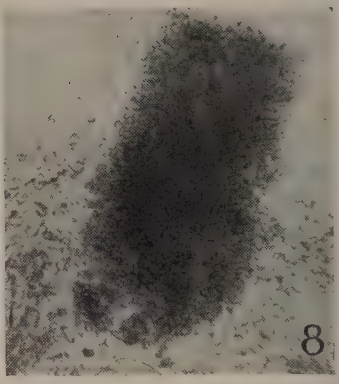

3



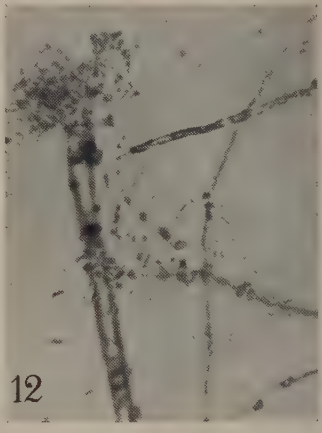

4

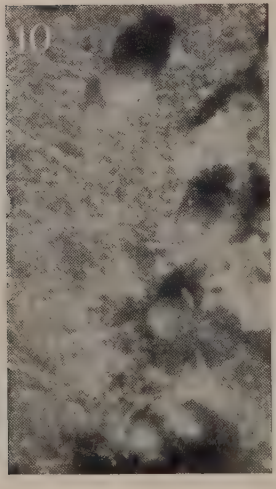

5

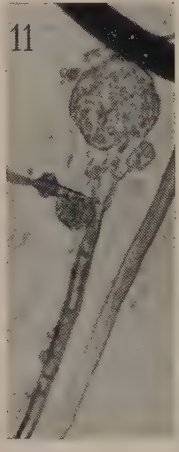

7

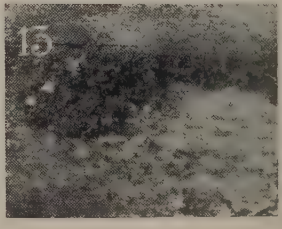

8

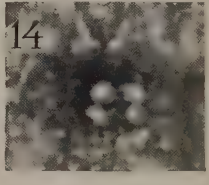
9


12


10


11


13


14

DESSINS.

1, 2, 3, et 4. Filaments bruns de *Coniophora cerebella* portant des protubérances brunes.

5, 6 et 7. Filaments bruns de *Coniophora cerebella* montrant la contraction de leur contenu.

8. Filaments bruns de *Coniophora cerebella* à l'intérieur d'une trachéide. Dans le haut du dessin deux protubérances.

9, 10, 11, 12, 13 et 14. Conidies brun rouge de *Coniophora cerebella*.

9 et 10. Conidies brun rouge portées par des filaments bruns rampant à la surface du bois.

11 et 12. Conidies en vue latérale montrant la variation de la forme et l'invagination basilaire.

9, 10 et 13. Les conidies paraissent rondes ou elliptiques en vue polaire.

14. Conidies brun rouge sur les filaments d'un cordon mycélien brun. Trois conidies sont encore en place. Deux conidies ont sans doute été disséminées, il ne reste que le renflement conidiophore.

15. Conidiophores jeunes de *Gymnoascus* bloqués dans leur développement.

16. Première phase du développement d'une masse conidienne. La cellule conidiophore porte une sorte de chapeau qui tombera plus tard pour libérer les deux conidies qui y sont contenues.

17. Après la chute du chapeau, la cellule conidiophore se termine par une sorte d'entonnoir.

18. Masse conidienne sphérique portée par l'appareil en entonnoir de la cellule conidiophore. Les conidies dessinées en traits épais sont probablement étrangères à la masse conidienne sphérique. A gauche, une cellule conidiophore à l'intérieur de laquelle le cytoplasme s'est contracté en petites masses indépendantes qui représentent sans doute des éléments de propagation.

19. Conidiophore de *Gymnoascus Reessii* enroulé en hélice.

20. Filament de *Gymnoascus Reessii* enroulé en hélice autour d'un conidiophore d'*Aspergillus*. Ce filament est peut-être en relation avec un conidiophore de *Gymnoascus* fixé par une sorte de griffe.

21. Filament de *Gymnoascus* enroulé autour d'un conidiophore de la même espèce.

22. Ascospore provenant d'un ascocarpe appartenant à un encroûtement noir. Elle a la forme d'un ellipsoïde de révolution à axe polaire court. Les deux crêtes équatoriales sont constituées par des rangées de points réfringents. Certains points seulement sont dédoublés.

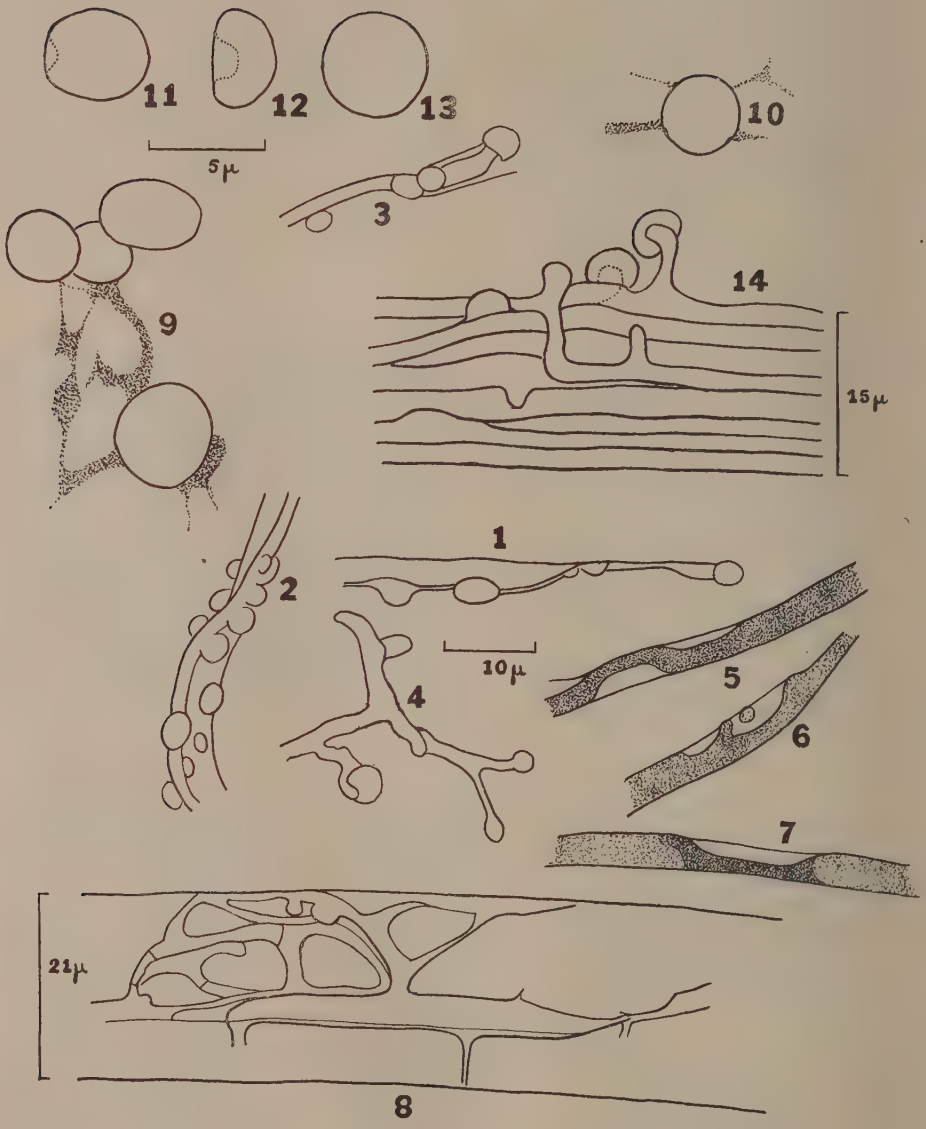
23. Ascospore provenant d'un ascocarpe jaune citron isolé. Les crêtes paraissent réticulées comme si la substance constituant les points s'était tout d'abord gonflée et puis contractée.

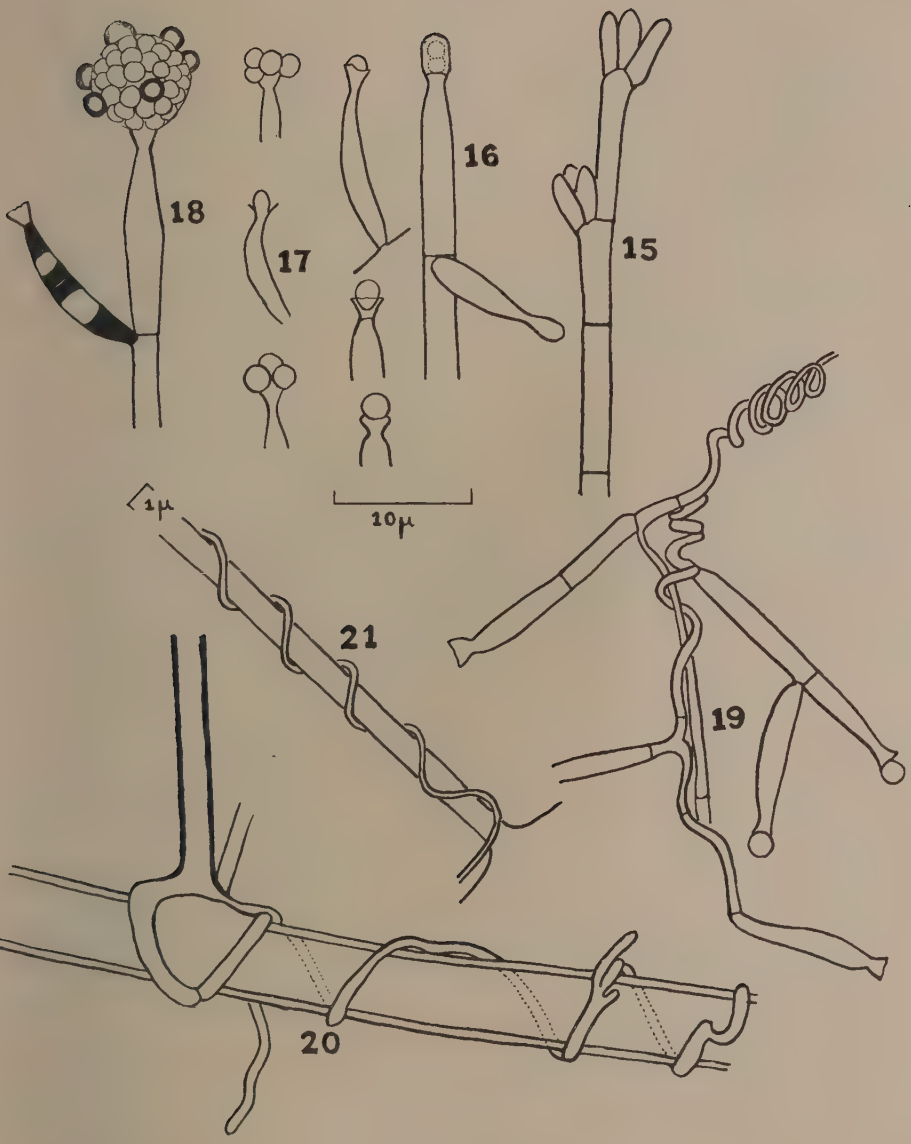
24. Ascospore provenant d'un pseudoascocarpe. Elle est vide. La membrane est bivalve, les valves se sont écartées. Elles sont restées rattachées entre elles par une sorte de charnière. Les crêtes sont réticulées.

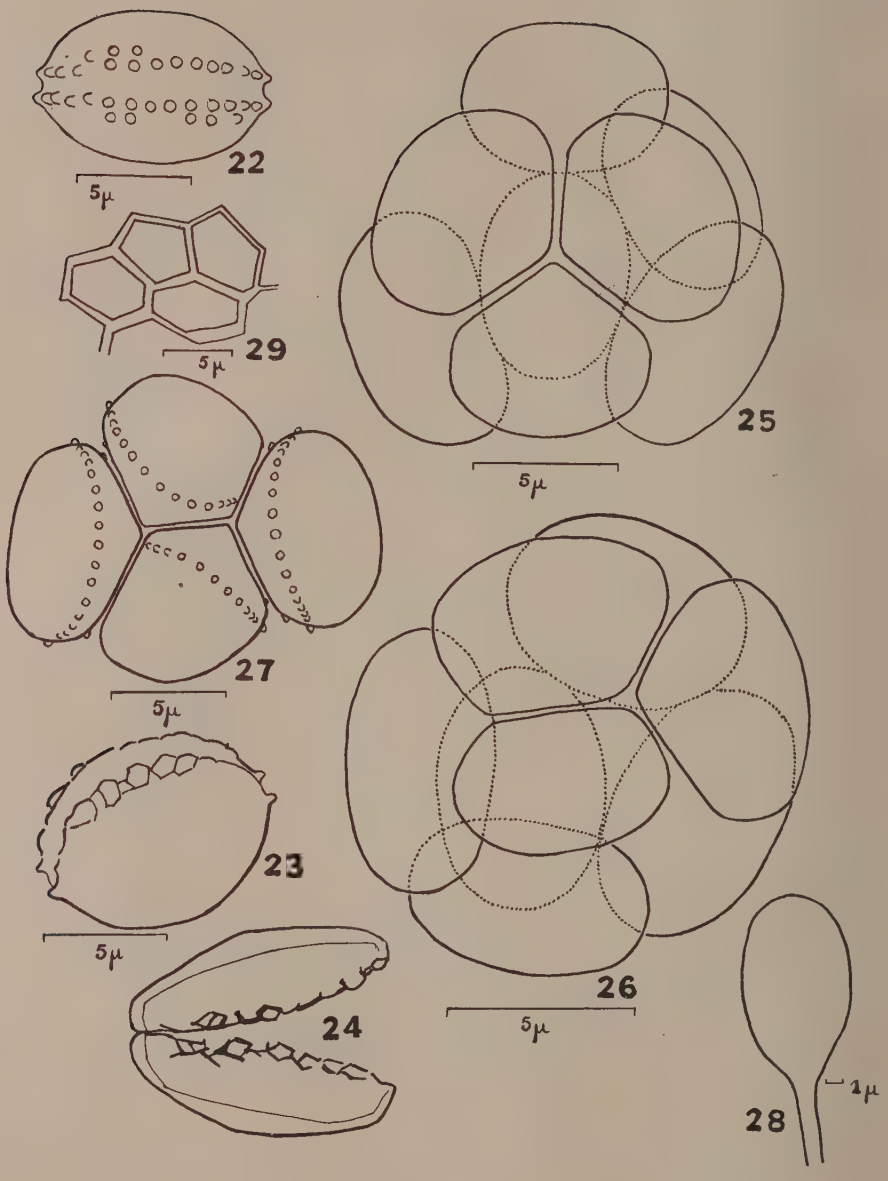
25 et 26. Ascospores disposées en octade. Elles proviennent d'un ascocarpe du type trois.

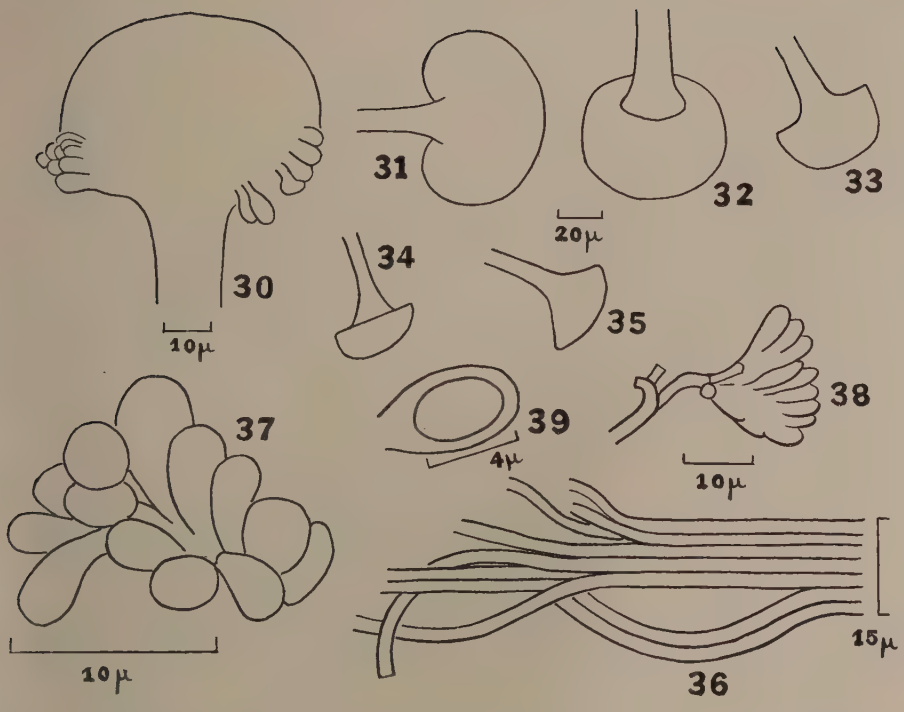
27. Une demi-octade. L'orientation des crêtes et par conséquent des valves ne paraît pas quelconque.

28. Jeune asque récolté dans un ascocarpe blanc crème. Il mesure 5 μ sur 3,5 μ.


11
12
13
5μ
10
3
9
14
15μ
1
2
10μ
4
5
6
7
21μ
8


18
17
16
15
10μ
1μ
21
19
20


22
5μ
29
5μ
25
5μ
27
5μ
23
5μ
24
26
5μ
28
1μ



29. Portion du réseau de renforcement du peridium d'un ascocarpe blanc crème.

30. Masse conidienne d'une corémie. En écrasant la préparation, quelques rameaux renflés sont devenus visibles.

31, 32, 33, 34 et 35. Masses conidiennes dessinées à la même échelle.

36. Portion supérieure du pédoncule d'une corémie. Avant de se ramifier les filaments s'écartent les uns des autres.

37 et 38. Deux rameaux détachés de la masse conidienne par écrasement. Les rameaux renflés sont serrés les uns contre les autres.

39. Un rameau renflé contenant une conidie.

TRAVAUX CITÉS

1. Baranetzky, J., 1872. Entwickelung des *Gymnoascus Reessii*. *Bot. Zeit.*, 30. Jahrg., 10, 145-160.
2. Brefeld, O., 1874. Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze. II. Die Entwicklungsgeschichte von Penicillium.
3. Conard, A., 1940. Sur l'ascocarpe et la forme conidienne de *Gymnoascus Reessii* Baran. poussant sur le bois. *Bull. Soc. de Bot. de Belg.*, 72, 2, 75-91.
4. , 1940. Sur la toupie d'enroulement de *Gymnoascus Reessii*. *Bull. de la Soc. de biol*, CXXXIII, 4, 670
5. , 1940. Sur la germination des spores de *Coniophora cerebella*. *Bull. de la Soc. de biol*, CXXXIV, 6, 269.
6. Eidam, E., 1883. Uber Entwickelungsgeschichte der Askomyceten : Jahresbericht der Schlesischen Gesellsch.
7. Falck, R., 1912. Die Meruliusfäule des Bauholzes. *Hausschwammforschungen*, 6, 1-405.
8. Kemper, W., 1937. Zur Morphologie und Zytologie der Gattung *Coniophora*, in besondere der sogenannten Kellerschwamms. *Centrb. f. Bakt. u. Parastkd.*, II, 97, 100-124.
9. Matruchot, L. et Dassonville, Ch., 1901. *Eidamella spinosa*. Dermatophyte produisant des périthèces. *Bull. Soc. Myc. de France*, 17, 123-132.
10. Mez, C., 1908. Der Hausschwamm und die übrigen holzzerstörenden Pilze der menschlichen Wohnungen.
11. Möller, A., 1907. Hausschwammuntersuchungen. *Hausschwammforschungen*, I, 29-52.
12. Nüesch, E., 1919. Die hausbewohnenden Schwämme der Stadt St Gallen.
13. Wehmer, C., 1912. Hausschwammstudien, 1. Zur Biologie von *Coniophora cerebella* A. et Sch. *Mykol. Centralbl.* I, 2-10.

COMPTE-RENDU DE L'HERBORISATION GÉNÉRALE DE LA SOCIÉTÉ ROYALE DE BOTANIQUE DE BELGIQUE DANS LES HAUTES-FAGNES

par **R. BOUILLENNE.**

Le samedi 22 juillet.

Participation des membres de la Société Royale de Botanique aux dernières activités du Congrès de l'Association française pour l'Avancement de Sciences qui se tenait à Liège, du 17 au 22 juillet, à l'occasion de la grande exposition de l'Eau, et de l'inauguration du Canal Albert : dernières séances des Sections de Botanique, de Biogéographie, etc., Séance de clôture. Assemblée générale de l'Association en la salle académique de l'Université.

Puis à 17,30 heures, réunion à l'Institut Botanique en vue de l'assemblée générale extraordinaire de la Société Royale de Botanique.

S'étaient joints à notre réunion un certain nombre de participants au Congrès de l'A. F. A. S. appartenant aux sections de Botanique et de Biogéographie et des membres du Cercle de Botanique Liégeois.

Signalons la présence de MM. les Professeurs Aug. Chevalier, Prof. au Museum d'Histoire Naturelle de Paris — Kuhnholtz-Lordat à l'École Nationale d'Agriculture de Montpellier — Stomps, Directeur de l'Institut et du Jardin Botanique de l'Université d'Amsterdam — Cosandey, Prof. de Botanique à l'Université de Lausanne.

A l'ordre du jour de cette séance un exposé de R. Bouillenne sur quelques aspects de la végétation des déserts californiens avec projection de clichés en couleurs ; puis, projection d'un film en couleurs sur la Baraque Michel réalisé par M.M. Laloux et commenté par R. Bouillenne.

Enfin, nous avons entendu les communications de :

M. Maréchal, *Coup d'œil écologique et phytosociologique sur la partie extrême du Condroz située aux portes de Liège.*

M. Demaret, *Associations bryophytiques en calcaire belge.*

M. Duvigneaud. *Note sur la végétation de la grotte de Han.*

Ces communications devaient être présentées à la section de Botanique et de Biogéographie du Congrès de l'A. F. A. S. et avaient été reportées à ce moment par suite d'un ordre du jour trop chargé.

Le dimanche 23 juillet.

Départ en autocar de Liège devant le Jardin de Botanique à 9 h. ; arrivée au Laboratoire du Mont Rigi à 10 h. 30 où nous sommes rejoints par divers participants.

Sont présents : MM. Duvigneaud, Thonnet, Damblon, Prof. Stomps, Bouillenne, M.M. Darimont, Laloux, Roncart, Dr Culot, Melles Gremlin, Jeanne Oostens, Simone Glorie. MM. R. Mosseray, Lahaye E., Deuse P., Henrard P., Lawalrée, R. Habib, G. Sépulchre, P. Lequime, Maréchal, F. Delrez.

La pluie très intense nous force à retarder le départ de l'excursion.

Une réunion d'attente s'organise dans le Musée Léon Fredericq et le laboratoire du Mont Rigi. On examine les collections des plantes typiques exposées sous-verre par MM. Darimont et Damblon ; la collection de Champignons préparés selon une nouvelle technique à la résine artificielle par Madame Bouillenne et G. Damblon ; de même que certains objets : cartes, insectes, échantillons géologiques provenant de la collection Léon Fredericq, léguée par le Professeur Henri Fredericq — et les clichés et objets divers des recherches réalisées dans ce laboratoire au cours des dernières années.

Nous entendons ensuite une communication que M. Mosseray, retenu à Bruxelles, aurait dû faire au Congrès de l'A. F. A. S.

Cette communication qui a pour objet, Esquisse de la végétation forestière de la Belgique, donne lieu à de nombreux échanges de vue sur les problèmes de la Phytosociologie.

Après le déjeûner, l'autocar nous conduit sur le chemin de Sourbrodt à Clefay

On visite la carrière de sable tertiaire récemment étudiée par M. Macar, Chef de Travaux à l'Institut Géologique de Liège ; puis les associations végétales de la Fagne de Clefay.

Cette fagne est une des plus intéressantes du Plateau ; elle n'a subi encore presque aucune altération de drainage. Elle porte dans son ensemble une végétation caractéristique qui fut décrite (1) et où se trouvent en abondance des coussins de *Empetrum nigrum.*

---

(1) R. Bouillenne, M. Bouillenne-Walrand et P. Prevot. Une association à *Empetrum nigrum* sur le Plateau de la Baraque Michel.

L'influence de quelques drains anciennement creusés et en voie de comblement est cependant manifeste, par la présence, uniquement le long de ces drains, de *Molinia Coerulea.*

On a trouvé : *Empetrum nigrum — Erica tetralix — Calluna vulgaris — Andromeda polyfolia — Oxycoccus quadripetalus — Vaccinium Myrtillus — V. Vitis Idaea — V. Uliginosum — Eriophorum vaginatum — E. angustifolium — Carex pauciflora* — div. Lichens — *Sphagnum* div. sp. - *Polytrichum commune* et div. sp.

Le retour à la Station se fait à pied à travers les hautes tourbières de la Fagne wallonne dans laquelle on a rencontré une association à *Narthecium ossifragum* ; également *Rynchospora alba*, et *Drosera rotundifolia* sur coussins de *Sphagnum papillosum.*

Les tranches des tourbières en exploitation ont été examinées. Un compte-rendu de la recherche récente, 1938, réalisée sur cette tourbière par M. L. Tinbergen (1) de l'Université de Leyde sur le coëfficient d'évaporation de *Sphagnetum* par rapport aux végétations ne comprenant pas de *Sphagnum* est donné par R. Bouillenne.

Le long du chemin de Drello, on aperçoit une magnifique association *Polytricheto-Salicetum* qui s'enrichit de diverses espèces de Graminées, de plantes de Fagne et de quelques essences forestières parmi lesquelles *Populus tremula — Sorbus aucuparia, Betula* sp.

Retour à la Station où nous rejoignent divers attardés, entre autre le groupe de MM. Thonnet, Mosseray et Darimont qui ont examiné longuement la situation des associations végétales sur le haut de la tourbière de Clefay et ont considéré les causes éventuelles de la localisation des groupements.

Il est remarquable de constater que *Empetrum nigrum* est localisé en des endroits bien précis et est rare au sommet de la tourbière. Ce fait doit être mis en rapport avec le processus d'évolution naturelle de celle-ci.

Le départ a eu lieu à 6 h. 30 en autocar vers Liège. Cette excursion n'a pu être réalisée selon le programme prévu par suite du mauvais temps qui a sévi presque continuellement avec cette insistance caractéristique du climat du haut-plateau.

---

(1) Boursier du Comité des Rapprochements intellectuels Belgo-Néerlandais — séjour à la Station du Mont-Rigi en 1938 et 1939.

SÉANCE DU 5 MAI 1940

Présidence de M. P. MARTENS, Président.

La séance est ouverte à 15 h. 45.

Sont présents : MM. Antome, Beeli, Bouillenne, Charlet, Conard, de Wildeman, le Rév. Frère Ferdinand, Melle Gremling, le Rév. Père Henrard, Melle Lejour, MM. Louis, Martens, Robyns, Melle Spirlet, MM. E. Van Aerschot, Van Hoeter, van Oye, Melle Van Schoor et le secrétaire.

Se sont excusés : MM. Culot, Lathouwers, Tiberghien.

Le Président fait part du décès de Mlle Terby, membre de la Société.

L'Assemblée entend les communications suivantes :

M. P. MARTENS. — Sur les mouvements de quelques Diatomées.

Les espèces suivantes ont été étudiées : *Nitschia vermicularis* (KÜTZ.) HANTZSCH., *Surirella robusta* EHR. et *Pinnularia viridis* NITZSCH et l'observation a porté principalement sur les mouvements des corps étrangers en glissement le long du raphé. Suivant la théorie « protoplasmique » de O. MÜLLER (1889-1909), actuellement classique, ces déplacements « particulaires » sont provoqués par des courants de protoplasme extramembranaire, *propulseurs* de la diatomée elle-même, et eux seuls nous renseignent sur l'existence et la direction de ces courants.

Une longue suite d'observations, principalement sur *Nitschia vermicularis*, où *tous* les mouvements de ce genre étaient notés, en même temps que chaque déplacement de la cellule, a permis d'établir une *statistique*, dont le résultat global est le suivant :

Si l'on ne tient compte que des mouvements particulaires réalisés *pendant la locomotion* cellulaire, les glissements de corps étrangers *vers l'avant* (par rapport au déplacement de la diatomée) accusent une proportion de 65,4%, les mouvements *vers l'arrière* une proportion de 34,6%.

Cette *majorité des mouvements particulaires vers l'avant* est inconciliable avec les fondements mêmes de la théorie protoplasmique, qui exige la rigoureuse *généralité* des mou-

(1) Le mémoire in extenso paraîtra dans « *La Cellule* » (tome XLVIII).

vements particulaires vers l'arrière, quelques exceptions à cette règle pouvant seules être admises.

Il a été établi, d'autre part, que les mouvements particulaires vers l'avant ne peuvent pas s'expliquer comme traduisant un « courant de retour » *non propulseur*, opposé à un courant inverse *propulseur*, qui serait réalisé sur l'autre raphé. Dans certains cas même, le mouvement « vers l'avant » se manifestait *sur les deux raphés à la fois !*

Il faut admettre que le sens du glissement des corps étrangers le long du raphé est *sans rapport causal direct avec le sens de la locomotion cellulaire. Ce glissement ne traduit pas un courant plasmique extramembranaire, réellement propulseur.*

Si ces observations se confirment, la théorie protoplasmique, considérée actuellement comme « la seule satisfaisante » devra être, sinon rejetée « en bloc », du moins profondément modifiée. Quelques suggestions seront faites, à ce sujet, dans notre mémoire *in extenso*.

Pour aucune des trois espèces étudiées, l'immersion des cellules vivantes dans les suspensions d'encre de Chine n'a montré, le long du raphé, un charriage granulaire, orienté régulièrement vers l'arrière de la diatomée en mouvement.

Une gaine gélatineuse, extérieure à la carapace, n'a été trouvée que chez *Pinnularia viridis*. Les figures de Lauterborn (1896), si souvent reproduites, en donnent, pour la forme et les dimensions, une image fort inexacte et qui doit être corrigée.

Melle G. Gremling. — Le cycle vital de *Lemanea fucina* Bory (voir ce bulletin p. 122).

M. R. Bouillenne présente et analyse un mémoire de M. J. Moureau,

Rhizogénèse chez *Coleus* sous l'influence de l'heteroauxine. Histologie et Physiologie de ce phénomène (voir ce bulletin, p. 147)

L'Assemblée s'occupe ensuite de l'organisation de la section de Botanique du Congrès National des Sciences qui doit se tenir à Liège en septembre de cette année.

Elle aborde ensuite l'examen de la fixation du lieu et de la date de l'herborisation annuelle de la Société. Elle adopte une proposition formulée par le révérend Frère Ferdinand, de visiter en juin, sous sa direction, la vallée de la Dendre et les environs de Flobecq.

La séance est levée à 17 h. 30.

LA GERMINATION ET LES PREMIERS STADES DE DÉVELOPPEMENT DE *LEMANEA (SACHERIA) FUCINA* BORY

PAR Mlle G. GREMLING

INTRODUCTION

Les *Lemanea* sont des Batrachospermées qui colonisent dans l'Ourthe supérieure des stations étroitement limitées aux barrages et aux écluses des moulins. Là où les eaux sont fortement battues, se rencontre la section *Sacheria* (Baconfoy, Ortheuville) ; là où le cours de la rivière devient moins torrentueux, s'établit la section *Eulemanea* (Houffalize, Durbuy).

La structure anatomique et les stades évolutifs du développement de cette Némalionale d'eau douce ont fait l'objet des patientes observations de nombreux auteurs ; deux monographies sont classiques : celle de SIRODOT (1872)et celle d'ATKINSON (1890).

Rappelons brièvement les notions indispensables pour suivre la marche de nos investigations. Tout comme c'est le cas chez les *Batrachospermum*, trois formes distinctes se succèdent au cours du développement qui s'étend du début de l'hiver à l'été suivant (Photos 1, 2 et 3). Ce sont :

a) une sole fixatrice rampant à la surface des blocs rocheux ou des boiseries des vannes (tissu proembryoniforme : SIRODOT ; prostrate form : ATKINSON ; Haftgewebe : BORNEMANN ; niederliegende Strahlen : WARTMANN ; Sohle : BRAND).

Selon l'opinion communément admise, cette portion du thalle serait pérennante. Elle assurerait non seulement l'extension de l'espèce dans une station déterminée grâce à l'activité régénératrice de ses cellules, mais aussi son maintien en engendrant en automne les éléments les plus précoces de la végétation suivante.

b) un gazon ras, fugace de filaments assimilateurs dressés (éléments primitifs du thalle : SIRODOT ; chantransia form : ATKINSON ; thallus : BORNEMANN ; aufrechte Strahlen : WARTMANN ; *Pseudochantransia lemaneae* : BRAND). Ces filaments stériles monosiphoniés sont fortement ramifiés ; leur aspect chantransioïde leur avait valu d'être rangés jusqu'à THWAITES parmi les *Chantransia* autonomes.

c) des touffes de filaments fructifères vert olive ou noirâtres, coriaces, bambusiformes, creux à l'intérieur desquels se développent les spores (filament fructifère : SIRODOT ; sexual-shoot : ATKINSON ; Fruchtkörper : BORNEMANN ; Fäden : WARTMANN ; Borsten : BRAND). C'est cette forme adulte de la plante que BORY avait érigée en genre autonome sous le nom de *Lemanea*. L'aspect noduleux caractéristique de ces filaments est dû à des protubérances papilleuses parfois très proéminentes, groupées à intervalles réguliers et qui constituent des plages anthéridiales. Le cortex cartilagineux est composé de trois assises concentriques de cellules qui augmentent progressivement en diamètre et diminuent en chromaticité de l'extérieur vers le centre. L'axe est occupé par un filament formé d'une série de cellules allongées ; chacune d'elles est reliée à la paroi, à la hauteur d'un entrenœud, par quatre cellules disposées en croix. Celles-ci donnent naissance à des filaments pariétaux ascendants et descendants appliqués contre le cortex. C'est à partir de ces filaments que se développent les organes sexués : anthéridies groupées en plages proéminentes et rameaux carpogoniaux nés dans les portions internodales rétrécies. Après fécondation, les carpogones évoluent en gonimoblastes à partir desquels se forment des touffes de carpospores. A maturité, les spores remplissent la cavité centrale ; elles sont libérées lors de la désintégration des filaments.

Pendant plusieurs années (1937-40), nous avons suivi le développement des végétations de *Lemanea* (sous-groupe *Sacheria*) qui couvrent les barrages et les vannes de plusieurs moulins établis sur le territoire de la commune de Tenneville (Luxembourg belge).

Nous poursuivions deux buts :

a) en ordre principal, recueillir un supplément d'information au sujet de l'ontogénèse assez complexe de cette algue saisonnière ;

b) subsidiairement, préciser son époque d'apparition et de disparition en Haute Belgique.

Trop de confusions étant possibles dans l'interprétation des renseignements fragmentaires obtenus par l'observation directe dans la nature, nous avons cru devoir associer à celle-ci l'expérimentation en laboratoire. Nous avons tenté de faire germer des spores afin d'observer les premiers stades embryonnaires in vitro. Les conditions extrêmement favorables que nous avons trouvées au Jardin expérimental Jean Massart nous ont permis d'assurer le développement des jeunes germinations jusqu'à la formation des rameaux fructifères.

Rappelons que nos investigations se sont limitées aux espèces du sous-groupe SACHERIA (sous-genre selon SIRODOT, HAMEL ; section selon ATKINSON, 1931), caractérisé notamment par le groupement des spermatanges en sores isolés et l'absence d'hyphes descendants autour de l'axe central qui reste nu. Nous avons adopté la terminologie d'ATKINSON dans la détermination des espèces.

Nous nous proposons de décrire le développement embryonnaire tel que nous avons pu le suivre dans la nature, de compléter les indications ainsi recueillies à la lumière des observations faites in vitro, de discuter enfin les conclusions qui se dégagent de ces diverses constatations.

I. Développement dans la nature.

1. *Epoque de végétation.*

Le régime de l'Ourthe supérieure, rivière torrentueuse, est très irrégulier. Chaque hiver, des crues violentes suivies d'inondations empêchent en janvier-février l'accès des barrages : malheureusement, cette époque correspond à la croissance maximale de l'algue.

Dès décembre, les germinations sont nombreuses ; de jeunes plantules sont développées à la fin du même mois ; la fécondation s'effectue au cours du printemps ; en mai, débute la maturation des spores. Les filaments sexués persistent bientôt seuls et se maintiennent soit sous eau, soit complètement desséchés jusqu'à la montée des eaux à la fin de l'automne. Alors commence la désintégration des filaments qui s'étend jusqu'en hiver : c'est l'époque de la dissémination des spores que l'absence de pore de sortie dans le cortex a empêchées de se libérer plus tôt.

Le cycle végétatif de l'algue s'étend approximativement de décembre à juin.

D'une manière générale, les limites saisonnières du développement de *Lemanea (Sacheria) fucina* Bory, en Haute Belgique, correspondent aux indications fournies pour la même espèce par Sirodot pour la Bretagne, Brand pour la Bavière, Atkinson pour les États-Unis.

2. *Récolte des échantillons.*

Ayant limité nos recherches au développement embryonnaire, nous nous sommes bornée à examiner :

a) des spores en germination ;

b) des plantules aux premiers stades de leur évolution.

Les jeunes germinations étaient récoltées à la surface du substrat, dans le feutrage basal des touffes, à l'intérieur des filaments sexués de l'année précédente, qui avaient persisté.

Les stades juvéniles étaient isolés au début de l'hiver du revêtement brun verdâtre gélatineux qui apparaissait à cette époque sur les pierres, recherchés au cours de la végétation à la périphérie des touffes en pleine croissance.

3. *Germination des spores.*

Expulsées dans l'eau d'une préparation, les spores incluses dans un filament sexué récolté en décembre se répandent sans difficulté dans la goutte. Certaines s'isolent, la plupart restent groupées en petits amas. Beaucoup d'entre elles ont déjà formé des tubes germinatifs, aisément observables chez les spores isolées, difficilement déchiffrables dans les agglomérats.

Dans la majorité des cas, deux filaments croissant en sens opposé émanent d'une spore. Parfois ces filaments sont semblables d'aspect, mais le plus souvent, l'un d'eux, plus large, se caractérise par une coloration plus intense et par la différencia-

tion de sa cellule terminale en initiale typique de filament assimilateur. Il est rare que ces filaments se soient ramifiés : occasionnellement des rameaux latéraux commencent à naître sur le filament chantransioïde initial.

Lorsque de nombreuses spores restent agglutinées, il naît de l'intrication de leurs germinations confluentes un ensemble continu dans lequel il est malaisé de discerner non seulement la continuité des tubes germinatifs mais les spores elles-mêmes. Gênés dans leur extension, les filaments issus de la spore ont changé d'aspect : ils sont formés de cellules restées courtes et larges, gonflées de granulations amyloïdes, devenues polyédriques sous la pression des éléments voisins, qui se mettent à bourgeonner irrégulièrement. L'aspect granuleux de ces cellules, leurs dimensions, le fait que souvent elles se renflent en tonnelet peut dans certains cas expliquer qu'on les confonde avec des spores de grandeur et de forme semblables.

Dans les spores trouvées à la surface des pierres, on reconnaît avec une grande netteté les trois assises de la membrane ainsi que la nature filamenteuse des tubes germinatifs.

S'il était acquis que normalement les spores germent en donnant naissance non à un prothalle cellulaire mais bien à des formations filamenteuses, la nature ne nous révélait que bien peu de choses au sujet des potentialités évolutives des tubes germinatifs. Nous escomptions trouver toutes les précisions désirables en observant les stades juvéniles du développement.

4. *Origine des filaments dressés.*

L'isolement des plantules est une opération délicate. La ténuité des jeunes thalles et leur fragilité justifie la difficulté qu'on éprouve à les dissocier de la masse de particules terreuses farcie de débris hétéroclites et d'organismes divers dans laquelle ils sont inclus.

Toutes les fois que nous avions réussi à dégager, sans rompre la continuité des divers éléments, une portion de sole engendrant des filaments aériens, nous rencontrions, côte à côte, des rameaux stériles et des rameaux sexués, émanant tous des cellules radicantes (photo IV).

Dès que l'algue réapparaissait à la surface des blocs rocheux complètement desséchés au cours de l'été, et qu'un mince revêtement brun-vert décelait sa présence, nous examinions le feutrage basal : de la sole émergeaient de courts filaments chantransioïdes et de minuscules filaments sexués.

A la fin de l'automne, de jeunes végétations se développent à la surface des vieilles « Borsten » partiellement attaquées par des bactéries et des champignons bruns. Dans ces plages aussi, rameaux stériles et ébauches de rameaux sporogènes indépendants voisinent. Ils naissent d'une formation cellulaire qui double intérieurement le cortex et qui se différencie de celui-ci par la forme et le contenu des cellules.

Pareilles constatations cadrent mal avec les conceptions classiques. Elles permettent de conclure :

a) que l'apparition de la forme sexuée prétendûment adulte n'est pas subordonnée à un abondant développement antérieur du thalle chantransioïde ;

b) que la différenciation du filament sexué peut se faire à partir des éléments radicants.

Malheureusement, nous n'avions aucune précision quant à l'origine et à la nature des éléments radicants. Parfois les dimensions et l'aspect de la cellule émettrice d'un rameau dressé nous amenaient à la considérer comme une spore, dans la majorité des cas, nous restions perplexe. Nous n'avons jamais rencontré que des plantules chez lesquelles la continuité avec la spore était rompue ; les fragments de sole isolés se limitaient à quelques cellules dont les contours se perdaient souvent sous une masse de débris étrangers ; seule la culture de spores in vitro pouvait fournir la clef du problème.

5. *Pérennité du thalle.*

Restait la question de la pérennité du système radicant auquel les auteurs reconnaissent un rôle prépondérant dans le maintien de l'espèce sur place.

Au cours des étés 1937 et 1939, le lit de l'Ourthe supérieure est resté complètement à sec durant plus de deux mois. Les barrages étaient couverts d'un revêtement massif de filaments sexués longs de 15 à 25 cm. absolument desséchés. A l'exception des spores protégées par le cortex coriace et leur propre enveloppe mucilagineuse, toutes les portions des *Lemanea* étaient définitivement mortes. A la surface des blocs, aucune trace de végétation. Deux mois après le retour à l'étiage normal (décembre), les barrages sont à nouveau colonisés : des gazons de *Lemanea* y prolifèrent avec une abondance égale à celle des années précédentes.

D'août à octobre, alors que sur les barrages et dans les vannes ne s'écoule plus qu'un mince filet d'eau et qu'il ne reste des riches touffes de *Lemanea* que des pieds vides de spores, aucune trace de prothalle fonctionnel n'est décelable : des chroococcacées, des schizophytes, des fragments de cortex en décomposition, des débris de végétaux sont fixés dans un réseau serré de rhizoïdes réduits à leurs membranes.

A la base des barrages, là où le courant se maintient suffisant durant tout l'été, des pierres schisteuses richement pourvues de protubérances mamelonnées nées au pied des touffes sont, après désintégration des filaments sexués, enlevées et transportées auprès des lames de verre sur lesquelles nos cultures ont remarquablement prospéré : aucun *Lemanea* n'y a reparu au cours des années suivantes.

De ces constatations concordantes, il ressort de toute évidence qu'il faut renoncer à considérer le prothalle comme pérennant ; il est détruit à la fin de la période de végétation au même titre que les éléments aériens, les spores seules survivent.

II. Développement in vitro.

1. *Méthode.*

Des filaments fructifères de *Lemanea fucina* sont récoltés fin mai dans l'Ourthe,

alors que le niveau des eaux est relativement bas. D'autres échantillons sont prélevés fin juillet au bas des barrages, là où le courant reste suffisant pour maintenir une certaine agitation de l'eau, en même temps que des touffes complètement desséchées sont détachées des blocs rocheux mis à sec depuis plusieurs semaines. Les filaments restés dans des conditions normales servent à l'ensemencement soit le lendemain de la récolte, soit après un séjour de 15 jours dans l'eau courante. Les filaments desséchés ont été conservés pendant deux mois à l'état sec puis remis à l'eau pendant 48 h. avant d'être utilisés.

Le rameau turgescent est sectionné immédiatement sous une zone anthéridiale ; une légère pression latérale exercée à l'aide d'un scalpel sur la zône carpogoniale sous-jacente entraîne l'expulsion d'une espèce de boudin verdâtre constitué par une multitude de spores. Un petit nombre de celles-ci sont étalées dans une goutte d'eau à la surface d'une lame de verre ordinaire (porte-objet) à laquelle elles adhèrent remarquablement grâce à leur enveloppe mucilagineuse. Les lames ensemencées sont disposées verticalement dans des paniers de verre et placées à l'extérieur dans un courant d'eau vive alimentée par une source qui jaillit dans un endroit ombragé. Quotidiennement, les lames sont examinées au microscope sous une mince couche d'eau, puis replacées dans la vanne, la face ensemencée dos au courant afin d'obvier au dépôt de particules terreuses entraînées par l'eau.

Peu d'organismes étrangers gênent le développement des cultures à l'exception des diatomées. Celles-ci se fixent de préférence sur les jeunes végétations et se multiplient avec une telle exhubérance qu'elles finissent par pulluler : il faut songer à les éliminer par des procédés mécaniques qui ne détériorent pas les germinations. Journellement, les lames sont brossées avec un pinceau à poils souples sous un violent courant d'eau : les lames restent assez propres pour permettre les observations ultérieures malgré les quelques diatomées qui continuent d'adhérer aux membranes des plantules, lesquelles poursuivent normalement leur évolution.

2. Germination des spores.

Les carpospores issues d'un même filament présentent une variabilité considérable quant à leur forme et quant à leurs dimensions. Elles sont le plus souvent ellipsoïdiques ou ovoïdes, parfois piriformes, rarement sphériques ou franchement irrégulières.

Le rapport entre les dimensions des axes fluctue entre les valeurs moyennes $^5/_4$ et $^3/_2$ (quelques mesures à titre indicatif : 30 et 28,5 μ ; 29,5 et 22 μ ; 29,5 et 24 μ ; 27 et 24 μ ; 36 et 30 μ ; 33,5 et 21 μ ; 33,5 et 24 μ ; 33,5 et 28 μ). Exceptionnellement se rencontrent des spores dont un des axes est plus de deux fois supérieur à l'autre (29,5 et 14 μ ; 33 et 16 μ).

La membrane lisse relativement épaisse (1,5 μ) comporte trois assises dont la couche moyenne, colorée en violet représente à elle seule la moitié du volume de la paroi tandis que les deux autres couches sont minces et sensiblement d'égale largeur.

Le cytoplasme verdâtre frappe par son aspect granuleux et sa densité. On y re-

connaît des chromatophores vert olive, discoïdes, isolés, irrégulièrement répartis à la périphérie, des granulations sphériques plus réfringentes qui bourrent littéralement la spore et dont les plus volumineuses se groupent autour du noyau, soulignant ainsi nettement l'aire nucléaire, enfin des bâtonnets extrêmement ténus, bactérioïdes, droits ou incurvés, qui semblent s'agiter lentement sur place. Au centre de cette masse intensément colorée, se détache le noyau sphérique dont le diamètre équivaut en moyenne au $^1/_4$ ou au $^1/_3$ de celui de la spore (6 à 8 μ) et qui présente un nucléole central bien net (2 à 3 μ).

Lorsque les spores ont subi une dessiccation prolongée, leur morphologie est quelque peu différente de celle des spores restées dans des conditions normales. La membrane ne présente d'autre anomalie que la dissociation de l'assise externe en deux feuillets. Dans le cytoplasme, se sont différenciées deux zones distinctes d'épaisseur à peu près égales : une aire centrale chromophile dans laquelle se reconnaissent plus ou moins les contours des plastes alors que le noyau et le nucléole sont très nets ; une aire périphérique, hyaline, farcie d'une poussière de granulations extrêmement ténues, à peine colorées. Fréquemment se rencontrent dans cette zone périphérique des globules isolés qui semblent constitués par des réserves graisseuses.

La germination débute deux jours seulement après l'ensemencement, lorsqu'il s'agit de spores fraîches, quatre jours après la mise en culture pour les spores desséchées. Une calotte hyaline se différencie en un point quelconque de la périphérie de la spore (photo V), une hernie due à une distension de la membrane se produit et du cytoplasme hyalin envahit le bec ainsi formé. En même temps que cette protubérance s'allonge en un tube germinatif, quelques chromatophores de la spore y pénètrent en s'orientant dans le sens de la croissance du futur filament, l'apex de celui-ci restant néanmoins toujours hyalin. Parfois il est possible de discerner à frais le noyau de la spore alors que le tube a atteint $^1/_3$ ou $^1/_2$ de la longueur de celle-ci ; dans la majorité des cas, l'opacité de la spore s'accroît considérablement par suite de la multiplicité intensive des granulations réfringentes qui envahissent tout le cytoplasme, rendant indistincts les limites du noyau et les contours des chromatophores. Il devient fort malaisé de se rendre compte à frais de l'époque exacte de la division nucléaire ; des essais de coloration au carmin acétique et à l'hématoxyline ne nous ont pas apporté plus de précision. Nous n'avons pas réussi à déchiffrer les stades successifs de la formation de la première cellule du filament du tube germinatif.

Six à huit heures après qu'une protubérance est apparue sur la spore, celle-ci a divisé son noyau, un des noyaux-fils a émigré dans le filament et une cloison transversale tendue à la limite de la spore ou un peu au delà isole la première cellule de tube germinatif (photo VI).

La répartition du contenu de la spore se fait inégalement entre les deux cellules nées de la germination : une faible quantité de protoplasme, quelques chromatophores et un petit nombre de granulations amyloïdes seulement passent dans le tube germinatif ; contrairement à ce qui se passe chez *Batrachospermum* où tout le cytoplasme de la spore se vide dans la première cellule, la spore de *Lemanea* n'aban-

donne qu'une minorité de ses éléments, c'est ce qui explique qu'elle garde sa chromaticité et son aspect dense, granuleux.

Il semble bien que la polarité de la spore ne soit pas rigoureusement déterminée : si le tube germinatif apparaît fréquemment à l'un des pôles, nous avons observé tout aussi souvent son émission en un endroit quelconque de la périphérie, lorsque la spore est complètement isolée. Si des coalescences existant dans le sporange entre deux spores contiguës se maintiennent, les filaments germinatifs apparaissent aux pôles libres et en sens opposé.

En résumé :

1. la germination est liée à une division inégale du contenu de la spore : celle-ci conserve la majorité de ses éléments ;
2. le processus débute par la formation d'une protubérance en un endroit que ne détermine pas une polarité rigoureuse ;
3. le cytoplasme émigre dans l'excroissance bientôt suivi du noyau-fils ;
4. une membrane transversale sépare la première cellule du filament germinatif de la spore, qui garde sa vitalité.

3. *Filaments issus de la spore.*

L'élongation de la cellule issue de la spore se poursuit, puis par cloisonnements successifs naît un premier filament germinatif articulé qui croît rapidement ; au bout de deux jours, il est aussi long que la spore. Ce rhizoïde initial s'applique étroitement contre la lame et est caractérisé par les dimensions allongées de ses cellules, l'aspect spumeux de son cytoplasme peu coloré au centre duquel se détache avec une remarquable netteté le noyau.

La largeur du filament varie au cours du développement. La cellule basale présente souvent un rétrécissement brusque dans sa portion distale (photo VI). A l'origine, le diamètre moyen est de 7,5 μ ; dès la deuxième cellule, il passe à 8-10 μ et se maintient relativement constant. Les cellules sont 3 à 6 fois plus longues que larges ; il est exceptionnel que leur grand axe soit moindre que le double de leur section. La cellule terminale est légèrement renflée à son apex et frappe par la haute chromaticité de sa portion antérieure. Lorsque le filament peut s'étaler normalement, toutes les cellules gardent leur aspect de cylindres allongés ; toutefois celles du centre sont plus courtes que celles des extrémités. Si au contraire, le filament est arrêté dans son extension, les cellules restent courtes, augmentent de diamètre jusqu'à devenir isodiamétriques et se renflent en tonnelet. Sur leur surface libre naît parfois une cellule latérale : le filament semble se ramifier irrégulièrement.

Dans le cytoplasme spumeux se distinguent trois espèces d'éléments :

a) quelques rares chromatophores, semblables par leur forme et leurs dimensions à ceux de la spore. Ils sont isolés et répartis sans ordre apparent, tant le long des membranes longitudinales qu'au voisinage du noyau ;

b) des granulations sphériques, en nombre considérable, agitées d'un vif mouve-

ment brownien. Elles parsèment la cellule, s'insinuent entre les chromatophores et se groupent massivement autour du noyau, le long des membranes transversales et éventuellement sur le pourtour des vacuoles. Sous l'action de l'eau iodurée, elles se colorent en brun-noir : elles représentent vraisemblablement des réserves de nature amylacée.

Leur nombre augmente notablement dans les cellules en tonnelet formées dans les portions des rhizoïdes entravées dans leur extension. Il est particulièrement élevé dans la cellule terminale, littéralement farcie de plastes.

c) des corpuscules sphériques de plus grand diamètre (3 μ), plus réfringents, probablement de nature lipoïdique, immobiles, généralement localisés dans les vacuoles. En cas d'allongement considérable de la cellule, deux vacuoles apparaissent aux extrémités ; la vacuole la plus rapprochée de la spore est généralement de proportions supérieures à celle qui lui est opposée.

Huit à dix jours après l'apparition du rhizoïde initial, un deuxième filament germinatif prend naissance par un processus en tout semblable à celui qui a accompagné la première division du noyau de la spore. Deux cas peuvent se produire : ou bien il se forme un second rhizoïde qui présente le même aspect et jouit des mêmes potentialités évolutives que le premier, ou bien, il se développe un filament morphologiquement et physiologiquement différent, c'est-à-dire un rameau assimilateur. Dès qu'il s'ébauche, ce rameau se distingue nettement d'un rhizoïde par deux caractères : sa largeur à la base et sa chromaticité. Le diamètre de base d'un filament assimilateur est en moyenne 1,5 à 2 fois supérieur à celui d'un rhizoïde. Alors que quelques chromatophores seulement émigrent vers un rhizoïde, les plastes et les granulations s'engagent massivement dans la protubérance qui évoluera en filament assimilateur et cela bien avant que le noyau de la spore ne se soit divisé. Il en résulte une pigmentation réduite du pôle opposé de celle-ci et sa vacuolisation.

Les cellules du filament assimilateur sont en règle générale 2 à 3 fois plus longues que larges ; il est rare que leur grand axe vaille 4 à 6 fois leur axe transversal. Contrairement à ce qui existe chez les rhizoïdes la première cellule est plus large au sommet qu'à la base et son diamètre s'accroît progressivement. La largeur normale du filament est atteinte dès la deuxième cellule (diamètre moyen : 15 μ). Dans le cytoplasme se retrouvent les mêmes éléments que dans les rhizoïdes, mais en proportions beaucoup plus considérables. Les chromatophores très polymorphes sont si nombreux et si étroitement pressés les uns contre les autres qu'ils constituent le long des membranes longitudinales un manchon opaque derrière lequel il est malaisé de reconnaître le noyau. Entre eux et au bord des vacuoles, se distinguent des granulations sphériques ou polyédriques, de réfringence verdâtre, très supérieures en nombre et en dimensions aux formations similaires des rhizoïdes. Dans la cellule apicale, les chromatophores semblables à de gros bâtonnets s'accumulent au tiers antérieur et s'orientent plus ou moins dans le sens de l'allongement : le sommet du filament en est tellement bourré qu'il apparaît vert noirâtre et qu'on ne distingue rien au travers de l'opaque écran des plastes (photo VIII). La vacuolisation débute bientôt dans les cellules assimilatrices soit qu'une vacuole centrale refoule le cytoplasme à la péri-

phérie, soit que deux vacuoles polaires s'installent comme dans les rhizoïdes. Le plus fréquemment, une vacuole envahit le $^1/_3$ inférieur ; dans le mince manchon de cytoplasme qui l'entoure, les chromatophores sont clairsemés, tandis qu'ils se sont accumulés dans les $\frac{2}{3}$ antérieurs. Dans le suc cellulaire légèrement rosé qui envahit ces vacuoles, s'individualise une masse sphérique très réfringente, d'un diamètre moyen de 4 μ ; elle se localise généralement à la base de la vacuole, à proximité de la membrane transversale basale, c'est-à-dire en direction opposée à l'apex du filament (photo VII).

Pendant que les deux filaments germinatifs poursuivent leur croissance, la spore conserve sa vitalité. Dans le cytoplasme vacuolisé, on continue à distinguer les plastes bien nets, séparés, les granulations réfringentes en mouvement brownien, des sphères semblables à celles qui se sont formées dans les vacuoles du rhizoïde et du rameau assimilateur. Le noyau peut se diviser une nouvelle fois : un troisième filament germinatif prend naissance ; plus rarement on assiste à la formation d'un quatrième.

Sur une même lame, c'est-à-dire parmi les spores extraites d'un même article de filament, une grande variabilité se manifeste dans le nombre, la nature et la localisation des filaments germinatifs (photo IX).

De l'ensemble de nos numérations se dégagent les moyennes suivantes :

60 % des spores ont donné naissance à deux filaments : le premier rhizoïdique, le second assimilateur ;

25 % des spores n'ont, dans le même temps, émis qu'un seul rhizoïde. Peut-être ne s'agit-il que d'un retard dans le développement ; nous avons vu ultérieurement certaines de ces spores émettre de nouveaux filaments ;

15 % ont développé trois rameaux, c'est-à-dire deux rhizoïdes et un filament assimilateur ;

exceptionnellement (moins de 1 %), plus de trois filaments germinatifs émanent d'une spore.

Dans la majorité des cas, rhizoïde et rameau assimilateur naissent en directions opposées ; mais de même que la protubérance primaire peut apparaître en un point quelconque de la spore, l'emplacement du deuxième tube germinatif n'est pas étroitement conditionné par la localisation du premier et il n'est pas rare de rencontrer des plantules chez lesquelles rhizoïde et filament assimilateur initiaux sont loin d'être distants de 180°.

Lorsque les deux premiers filaments émis sont des rhizoïdes, leur écartement est habituellement inférieur à 90° ; si la spore bourgeonne ultérieurement un troisième filament (assimilateur), celui-ci apparaît au pôle opposé entre les points d'émission des rhizoïdes, ce qui semble confirmer l'hypothèse d'une polarité définie de la spore.

Il importe d'insister sur le fait que nous n'avons jamais vu correspondre un tissu cellulaire avec des spores. Aucun doute n'est possible lorsque les spores sont assez distantes les unes des autres pour que les rhizoïdes qui en naissent puissent s'étaler librement. Mais lorsque l'ensemencement sur lame a été massif, il devient malaisé,

déjà au bout d'une dizaine de jours, d'individualiser les plantules. L'allongement des rhizoïdes étant inhibé par la proximité des éléments voisins, le diamètre de leurs cellules augmente fortement. A la suite d'une multiplication considérable des inclusions amyloïdes, le cytoplasme prend un aspect extrêmement granuleux tandis que les contours deviennent irréguliers sous la pression des cellules contiguës. Bientôt, certaines cellules se divisent perpendiculairement à la croissance du filament en produisant sur leur face restée libre une cellule latérale de même grandeur et de même aspect. Les mailles du réseau né de l'enchevêtrement des rhizoïdes sont bientôt envahies par ces proliférations anormales et il apparaît des amas parenchymateux dont l'ensemble semble simuler un tissu plus ou moins cohérent (photo X).

C'est à un phénomène du même genre qu'il convient de ramener la naissance du prothalle cellulaire engendré par les extrémités des rhizoïdes secondaires.

Toutefois, la confusion n'est possible que dans les cas où la continuité entre les spores et leurs prolongements a été rompue et où l'individualité de chaque plantule est masquée par la densité du pseudo-parenchyme né de l'intrication des germinations confluentes.

En résumé :

1. les germinations in vitro donnent exclusivement naissance à des formations filamenteuses ;
2. le premier tube germinatif évolue toujours en rhizoïde ;
3. le second tube formé peut être un filament assimilateur ; il apparaît généralement au pôle opposé de la spore comme s'il existait une certaine polarisation de celle-ci ;
4. une spore est capable d'émettre plusieurs rhizoïdes ; elle n'engendre qu'un seul filament assimilateur ;
5. un pseudo-parenchyme peut secondairement résulter de l'enchevêtrement et du bourgeonnement désordonné de filaments germinatifs qui n'ont pu s'allonger normalement.

4. *Filaments nés sur les rhizoïdes.*

Au bout de trois semaines de végétation les rhizoïdes initiaux ont développé en moyenne une quinzaine de cellules. Normalement, les cellules médianes sont moins allongées que celles des extrémités (au maximum 3 fois plus longues que larges), certaines même sont presque isodiamétriques. L'élongation des filaments se ralentit bientôt et ceux-ci se mettent à bourgeonner intensément.

Deux types de bourgeons apparaissent. Ainsi qu'il est aisé de prévoir comment se développera le second bec de la spore, on peut prévoir comment évolueront les bourgeons nés sur un rhizoïde initial. En effet, ils sont morphologiquement différents par leur forme, leur chromaticité, leur point d'origine. Les uns cylindriques, d'un vert pâle, apparaissent sous les cloisons tranversales, au pôle le plus éloigné de la spore : ils donneront naissance à un nouveau rhizoïde auquel nous réserverons la dénomi-

nation de rhizoïde primaire. Les autres, ovoïdes, d'un vert olive foncé intense, naissent généralement vers le milieu des membranes latérales : ce sont les ébauches des futurs filaments assimilateurs que par analogie nous appelons primaires. Leur diamètre s'accroît progressivement sur une distance de quelques cellules, alors qu'il reste à peu près constant chez les filaments assimilateurs issus directement de la spore.

En règle générale, une cellule radicante ne forme qu'un seul bourgeon, parfois, elle engendre à la fois un rhizoïde et un rameau dressé ; ceux-ci naissent habituellement à 90° l'un de l'autre, rarement à 180°.

Les rhizoïdes primaires n'apparaissent pas tous du même côté du filament radicant : ils émergent indifféremment sur l'une ou l'autre face de celui-ci. Ils s'étalent et s'allongent sur la lame de verre tandis que les filaments assimilateurs se dressent.

Dans quel ordre les rameaux se succèdent-ils sur un même rhizoïde ? Ici encore règne une extrême variabilité. Le premier rameau, le plus souvent assimilateur, apparaît sur le rhizoïde initial à peu de distance de la spore ; généralement, il émane de la cellule basale. Plusieurs filaments assimilateurs ou plusieurs rhizoïdes se succèdent ou bien ils alternent entre eux ; parfois toutes les cellules contiguës ont bourgeonné, parfois 2, 3, 4 cellules séparent les rameaux consécutifs. Entre les cellules qui émettent des rameaux latéraux et celles qui ne bourgeonnent pas, il est difficile d'observer une différence d'aspect : les premières ne se distinguent guère que par une plus grande abondance de granulations amylacées.

Environ un mois après l'ensemencement, les spores persistent toujours. Elles sont largement vacuolisées mais conservent leur vitalité. Elles ont développé des plantules vigoureuses, richement pourvues de rameaux primaires tant assimilateurs que rhizoïdiens (photo XI). Le rhizoïde initial s'allonge encore tout en bourgeonnant latéralement de nouveaux rhizoïdes. Mais dès que les premiers filaments assimilateurs sont devenus fonctionnels, des ramifications dressées d'un type nouveau apparaissent sur certaines cellules du rhizoïde initial : ce sont les filaments reproducteurs. A notre connaissance, c'est la première fois qu'ait été obtenue en culture l'ébauche de la plante adulte. Nous avons assisté à sa naissance, à son évolution ultérieure : nous avons pu la voir se transformer en un fuseau creux, cortiqué : un hasard malencontreux ayant détruit massivement notre abondant matériel après 8 semaines, nous n'avons pu poursuivre nos cultures aussi longtemps que nous étions en droit de l'espérer.

A l'origine, filaments sporogènes et filaments assimilateurs sont identiques : ils ont même point d'émergence, même largeur à la base, même morphologie. L'illusion se maintient jusqu'à la naissance de la cellule basale du filament ; mais dès que l'allongement se produit, le filament reproducteur est facilement reconnaissable. Tandis que la cellule terminale d'un rameau assimilateur, dont le diamètre est sensiblement constant, s'allonge considérablement, la cellule apicale d'un filament sporogène augmente de diamètre et se renfle en une masse hémisphérique au contenu extrêmement granuleux. Immédiatement celle-ci débite sur un rythme accéléré par cloisonnement transversal de nombreuses cellules discoïdales (2 à 4 fois plus larges que longues) et au bout d'un jour ou deux, le filament fructifère se discerne à son profil caractéris-

tique en massue et à l'opacité de son cytoplasme non vacuolisé. Quelques jours plus tard, débute la différenciation du rameau en axe et cortex (photo XII).

Aucune régularité ne se manifeste dans la localisation des filaments fertiles sur le rhizoïde initial. Tantôt ils alternent avec les filaments assimilateurs, tantôt ils se succèdent sur des cellules contiguës.

En résumé,

1. les rhizoïdes initiaux donnent naissance à 3 types de rameaux primaires :
a) des filaments radicants, rhizoïdiens,
b) des filaments assimilateurs, chantransioïdes,
c) des filaments sexués, fusiformes, hautement différenciés ;
2. les rhizoïdes et les filaments stériles seuls peuvent émerger immédiatement de la spore ;
3. les rameaux sexués ne se forment jamais directement à partir de celle-ci : il n'existe pas de filaments sexués initiaux ;
4. l'apparition des premiers rameaux sexués est postérieure à la naissance des axes assimilateurs ;
5. la vitalité de la spore se maintient toujours.

5. *Ramification des axes primaires.*

Au bout de 5 à 6 semaines, les filaments primaires de tout ordre se mettent à se ramifier intensément. Autour de chaque spore, se développe un réseau serré de filaments radicants, assimilateurs ou sporogènes. Il devient de plus en plus malaisé de reconnaître l'origine de ces divers rameaux et d'individualiser les jeunes plantules.

a) Les rhizoïdes primaires se comportent exactement comme le rhizoïde initial : ils engendrent individuellement un nouveau système de rhizoïdes, de filaments assimilateurs et de rameaux fertiles. Leur activité se poursuit même s'ils sont isolés de la spore.

b) les ramifications des axes assimilateurs sont localisées au pôle distal, immédiatement sous les cloisons transversales. De bourgeons que rien ne permet de distinguer, deux types de rameaux dressés peuvent naître : soit un rameau chantransioïde stérile, identique à l'axe dont il est issu, soit un rameau fertile, spécialisé. A l'origine, les formations sont identiques, comme l'étaient les bourgeons générateurs des axes dressés issus des filaments radicants. L'apparition de l'initiale hémisphérique caractéristique des filaments sexués révèle la spécialisation éventuelle du nouveau rameau. Si la différenciation peut se manifester dès le bourgeon, elle peut aussi être quelque peu différée. Dans ce cas, un petit nombre de cellules basales du filament sexué gardent l'aspect et les potentialités d'un rameau assimilateur, tandis que le reste du filament présente les caractéristiques d'un axe fertile (photo XIII).

Après deux mois de végétation, les axes stériles n'avaient pas encore développé de rameaux descendants que tous les auteurs s'entendent à dénommer rhizoïdes secondaires.

c) Sur les axes fertiles, nous n'avons observé qu'une seule fois, après deux mois de culture une ramification latérale dressée. Elle émergeait au pôle antérieur d'une cellule basale qui, par sa forme et l'aspect de son cytoplasme, appartenait manifestement à un rameau sexué (photo XIV). Par contre, nous avons maintes fois vu des rameaux fertiles à peine cortiqués (2 ½ mois) commencer à bourgeonner à leur portion basilaire des rhizoïdes secondaires. Ces rameaux descendants se distinguent des rhizoïdes primaires par leur moindre diamètre et leur chromaticité plus faible (photo XV).

En résumé :

1. les rhizoïdes primaires émanent aussi bien des filaments radicants fixateurs que des rameaux dressés stériles ou fertiles ;

2. les rameaux stériles portent des rameaux identiques et des rameaux fertiles différenciés ;

3. les axes fertiles ne se ramifient que rarement mais émettent très tôt des rhizoïdes secondaires descendants ;

4. chaque plantule représente une entité constituée d'une spore initiale qui finit par disparaître, d'une sole fixatrice engendrant un buissonnement de rameaux dressés : les uns, stériles, chantransioïdes, abondamment ramifiés, les autres fertiles, fusiformes, cortiqués, en voie d'assurer une fixation autonome individuelle.

Nous escomptions suivre plus loin la croissance des plantules obtenues après deux mois de culture : après la destruction de notre matériel, de nouvelles séries d'ensemencements furent tentées au mois de novembre 1939 : l'une à partir de fragments de filaments qui avaient subsisté dans les stations habituelles, l'autre avec des spores extraites d'exemplaires d'herbier récoltés depuis trois mois. L'élimination des diatomées ne se fit plus que toutes les semaines. Dans les deux cas, nous avons obtenu des plantules vigoureuses, ayant développé de nombreux rameaux adultes parfaitement cortiqués. Seule la période de végétation a été notablement plus longue, sensiblement doublée : la ramification intense des premiers rameaux nécessitait 2 mois, la spécialisation des axes fructifères 3 mois ½. Nous ignorons le rôle qu'il faut attribuer dans ce retard aux conditions climatériques (température beaucoup plus basse) et à la concurrence vitale imposée aux jeunes végétations par les organismes étrangers que nous avons laissé envahir les cultures.

III. Conclusions.

Ainsi qu'on le voit, le comportement de l'algue en culture cadre parfaitement avec son développement normal. Il permet de reviser, sur la base de constatations expérimentales, certaines interprétations hypothétiques des observateurs précédents.

1. *Germination des spores.*

La germination de *Lemanea (Sacheria) fucina* Bory qui est à classer dans le Keimschlauchtypus de KYLIN, rappelle celle de *Naccaria* (CHEMIN : fig. 20, p. 51), Les spores émettent des tubes germinatifs qui croissent rapidement en donnant naissance à des formations filamenteuses. Ainsi se trouvent confirmées les observations de VAUCHER, de WARTMANN, de BRAND et de CHEMIN dont l'exactitude est contestée par BORNEMANN, SIRODOT et ATKINSON. La constitution de surfaces cellulaires plus ou moins cohérentes par des filaments rampants aux cellules relativement courtes, notamment aux endroits où sont fixées de riches touffes d'éléments caulinaires, est un phénomène secondaire.

ATKINSON est le seul auteur qui décrive explicitement la germination. D'après lui, le comportement des spores provenant des espèces du sous-genre *Sacheria* serait si nettement opposé à celui des spores nées d'un *Eulemanea* qu'il en fait un caractère systématique différentiel. Alors que le prothalle serait normalement cellulaire chez les *Sacheria*, il serait filamenteux chez les *Eulemanea*. En outre la spore de ceux-ci émettrait deux filaments différents : le premier, confervoïde, appartenant à la « prostrate form », le second chantransioïde. La spore des *Sacheria* ne donnerait directement un filament assimilateur que dans de très rares cas (p. 189). Si les conclusions de l'auteur américain trouvent confirmation dans les quelques expériences comparatives que nous avons faites avec des spores de deux espèces d'*Eulemanea*, elles sont en contradiction avec nos nombreuses observations sur les spores de *Sacheria*. Nous n'avons pas rencontré de stades germinatifs comparables à ceux qu'il représente (fig. 4 et 5). La similitude du comportement des spores dans les deux sous-genres est si manifeste que nos photographies traduisant des stades germinatifs d'un Sacheria sont pour ainsi dire la réplique fidèle des fig. 19, 20, 21, 22 d'Atkinson, lesquelles se rapportent à un *Eulemanea*.

En conséquence, nous pensons que dans le genre *Lemanea*, il n'existe qu'un seul type de germination et que le caractère systématique basé sur de prétendues modalités de ce phénomène ne saurait être maintenu.

2. *Origine des filaments sexués.*

Pour la première fois ont été obtenues en culture des plantules portant conjointement les différents stades évolutifs et chez qui la persistance de la spore écarte tout doute sur l'origine des diverses formations. Nos recherches comblent ainsi une lacune dans la connaissance des toutes premières phases du cycle végétatif de l'algue.

D'après la conception courante, les filaments sexués ne sont que des rameaux chantransioïdes métamorphosés. La plupart des auteurs admettent leur apparition occasionnelle sur le prothalle radicant, plus spécialement à partir des extrémités des rhizoïdes secondaires nés à la base des axes dressés. Il n'y a guère que BRAND qui souligne que souvent ils dérivent de la « Sohle ». Si dans la ramification des axes stériles, il est fréquent de rencontrer des filaments sexués et s'il est aisé d'observer

leur insertion, il faut chercher péniblement les endroits où ils émanent directement des éléments radicants. D'autre part la petitesse et la fonction transitoire des rhizoïdes primaires expliquent jusqu'à un certain point que la naissance des premiers filaments fertiles sur ces éléments ait échappé aux observateurs précédents.

L'activité génératrice des cellules du prothalle engendre indifféremment des axes courts à développement limité, à ramification abondante, qui constituent le thalle stérile, assimilateur et des axes longs, à différenciation rapide, simples, qui constituent les rameaux fertiles. Ce comportement est homologue à celui de la « Sohle » de *Gloeosiphonia capillaris* comme l'illustre remarquablement un dessin original de Kuckuck reproduit par Oltmanns (Biologie der Algen, Bd. 2, fig. 464, p. 242 ; éd. 1922).

L'origine des filaments sexués est double : ils naissent soit des cellules des filaments radicants primaires ou secondaires, soit des cellules des filaments dressés, si bien que la « métamorphose » ne se produit pas nécessairement. Partant, la forme stérile ne représente pas un état juvénile ou un stade évolutif de l'algue. Seuls, les éléments rampants de la sole peuvent être considérés comme un stade jeune, inexorablement inscrit dans le cycle évolutif et qui ne peut être supprimé. En conséquence, il serait souhaitable d'abandonner la terminologie habituelle qui affecte deux noms différents aux axes dressés selon qu'ils sont stériles *(Chantransia)* ou fertiles *(Lemanea)* non seulement parce qu'elle prête à confusion mais parce qu'elle est liée dans les monographies classiques à la notion de formes évolutives successives.

La localisation des axes fructifères nés sur les filaments stériles est extrêmement variable. Dans la délimitation des multiples variétés qu'il définit dans le sous-genre *Sacheria*, Sirodot fait de l'emplacement des filaments sexués sur le thalle stérile un caractère systématique. Or comme l'avaient déjà fait remarquer Atkinson et Brand, les Sacheria sont des algues très polymorphes. Non seulement le même type de ramification des filaments stériles est associé tantôt à l'une, tantôt à l'autre variété, mais les formes sexuées aussi sont loin d'être aussi stables qu'on pourrait l'imaginer d'après les minutieuses descriptions de Sirodot ; nous n'avons jamais récolté un exemplaire complètement identique à une espèce de cet auteur. L'extrême plasticité des portions aériennes ainsi que le fait que Sirodot et Atkinson n'ont exceptionnellement observé les premiers stades du développement rendent indispensable la revision systématique du groupe.

3. *Multiplication de l'espèce.*

On admet communément que les *Lemanea* sont des algues vivaces dont le thalle seul pérennant assurerait l'extension annuelle des touffes et engendrerait, avant la germination des spores, les premiers filaments de la végétation suivante. Nous croyons avoir établi que l'activité régénératrice des cellules radicantes ne dépasse pas la période de développement des portions aériennes : les *Lemanea* sont des algues annuelles.

Le début de chaque cycle végétatif est lié à la germination des spores. La plus

grande partie d'entre elles assure la dissémination de l'espèce, un petit nombre germe à l'intérieur des filaments sexués. Dans cette éventualité, l'abondance des spores et l'exiguité de l'espace dans lequel elles se développent, sont tels qu'il naît de leur germination des formations pseudoparenchymateuses qui s'étalent à l'intérieur du cortex. Au cours de la désintégration progressive des filaments, la cohésion des couches corticales diminue, les bourgeons issus du prothalle s'accroissent en rameaux dressés qui transpercent la paroi disloquée. Un gazonnement minuscule de jeunes filaments stériles et fertiles frange de petites plages du cortex. Lors de la dislocation brutale des Borsten, des portions de cortex ainsi prolifiées sont entraînées par les eaux. Dès leur fixation, l'activité génératrice des cellules du prothalle reprend et une nouvelle touffe naît sur les restes des cellules corticales mais non à partir de celles-ci. C'est ce phénomène que Brand a erronément interprété comme un processus de régénération, probablement parce que la formation immédiate d'un pseudoparenchyme à partir des spores lui avaient échappé.

S'il est exact que l'extension annuelle des touffes est assurée conjointement par de simples bourgeonnements du thalle primaire et par l'activité des rhizoïdes secondaires qui fonctionnent comme des stolons, il s'avère que, contrairement à ce qui avait été admis jusqu'ici, l'algue ne présente pas de multiplication végétative résultant de la pérennité du prothalle ou des potentialités régénératives de certaines cellules du cortex. Seule, la reproduction sexuée assure sa propagation. Celle-ci est liée soit à la germination immédiate des spores, soit à un véritable bouturage du tissu radicant qui en dérive.

En résumé,

1. la germination des spores de *Lemanea (Sacheria) fucina* Bory engendre exclusivement des formations filamenteuses qui, secondairement, peuvent simuler un parenchyme plus ou moins cohérent ;

2. la similitude du mode de germination dans les deux sous-genres est manifeste ;

3. le prothalle radicant seul constitue une forme évolutive : ses éléments primaires sont engendrés par la spore, ses éléments secondaires par la portion basale des axes vériens ;

4. les filaments sexués ne représentent pas un stade adulte ; primitivement ils apparaissent sur les filaments issus de la spore, ultérieurement, ils se différencient sur les rameaux stériles ;

5. l'algue n'est pas vivace : seules les spores survivent à la destruction annuelle de toutes les portions végétatives ;

6. la propagation résulte uniquement de la germination des spores : la faculté régénérative du cortex n'existe pas ;

7. la revision de la terminologie et de la systématique s'impose.

Université libre de Bruxelles,
Jardin expérimental Jean Massart.

BIBLIOGRAPHIE

1. Atkinson, G. F., 1890. *A Monograph of the Lemaneaceae of the U. St.* Annals of. Bot. IV, 177-230.
2. — 1931. *Notes on the genus Lemanea in North America.* Bot. Gaz. 92, 3, 225-242
3. Brand, F., 1896. *Fortpflanzung u. Regeneration von Lemanea fluviatilis.* Ber. d. Bot. Ges., XIV, 185-194.
4. Bornemann, 1887. *Beitr. zur Kenntnis der Lemaneaceen.* Dissert. Freiburg.
5. Bory, 1808. *Sur le genre Lemanea.* Ann. Mus. Hist. Nat. Paris, XII, 181.
6. Chemin, E., 1937. *Le développement des spores chez les Rhodophycées,* Rev. gen. Bot. T. 49, 165 pp.
7. Hamel, G., 1925. *Floridées de France* III. Rev. alg. II, nº 1, 52-67.
8. Ketel, K. F., 1887. *Anat. Untersuchungen über der Algengattung Lemanea.* Dissert. Greifswald.
9. Kylin, H., 1917. *Uber die Keimung der Florideensporen.* Ark. Bot. 14.
10. — 1922. *Studien über die Entwicklungsgeschichte der Florideen.* Kungl. Sv. vet. Ak. Handl., 63, nº 11, 5-10.
11. Pascher, A. u. Schiller, J., 1925. *Rhodophyta, Pascher Süsswasserflora H.* 11.
12. Rosenberg, M., 1935. *On the germination of Lemanea torulosa in culture.* Ann. of Bot. 49.
13. Sirodot, S., 1872. *Etude anatomique, organogénique et physiologique sur les algues d'eau douce de la famille des Lemanéacées.* Ann. Sc. nat., série V, Bot., 5-95.
14. Thwaites, 1849. *On the early stages of development of Lemanea fluviatilis.* Proceedings of the Linn. Soc. London, I, 360-361.
15. Vaucher, 1803. *Histoire des conferves d'eau douce.* Genève.
16. Wartmann, B., 1854. *Beitr. zur Anatomie u. Entwicklunggesch. der Algengattung Lemanea.* St Gallen.

EXPLICATION DES FIGURES

I. Un filament assimilateur (chantransioïde) abondamment ramifié. A sa portion inférieure naissent deux rhizoïdes secondaires assimilables à des stolons à partir desquels se formeront de nouvelles plantules ; vers la droite, se détache un filament sexué dont les petites cellules de la couche corticale externe sont nettement reconnaissables.

II. Détail de la fig. précédente. On y distingue :
a) au pôle antérieur des cellules, l'origine des rameaux latéraux dressés ;
b) les différentes formations cytoplasmiques : chromatophores massés à l'avant, minuscules granulations amyloïdes, globule lipoïdique.

III. Autre détail de la photo I : le faible diamètre, la pauvreté en chloroplastes, l'aspect presque hyalin du cytoplasme caractérise les cellules des rhizoïdes secondaires. La cellule polyédrique née sur la branche supérieure du rhizoïde qui s'est ramifié, émet vers le bas un bourgeon.

IV. Jeune plantule isolée à la périphérie du feutrage basal d'une touffe de Lemanea haute de 5 cm. (mars). Le filament assimilateur ramifié de droite émane d'une cellule que ses dimensions et son aspect pourraient faire considérer comme une spore ayant émis 2 filaments germinatifs croissant en direction opposée et bourgeonnant une troisième expansion. Sur la première cellule du filament germinatif de gauche, naît un axe fertile ; sur la deuxième cellule, un axe assimilateur ; la cellule suivante est partiellement cachée sous des détritus terreux.

V. Jeune spore ayant émis un tube germinatif. A gauche de celui-ci une calotte hyaline prélude à la naissance d'un second tube germinatif.

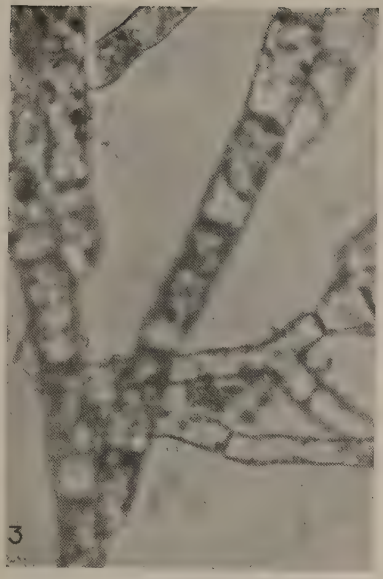
VI. La première cellule du filament germinatif est séparée de la spore . Elle présente le rétrécissement apical typique. La spore persiste : une faible portion seulement de son contenu a émigré dans la cellule basale du rhizoïde initial.

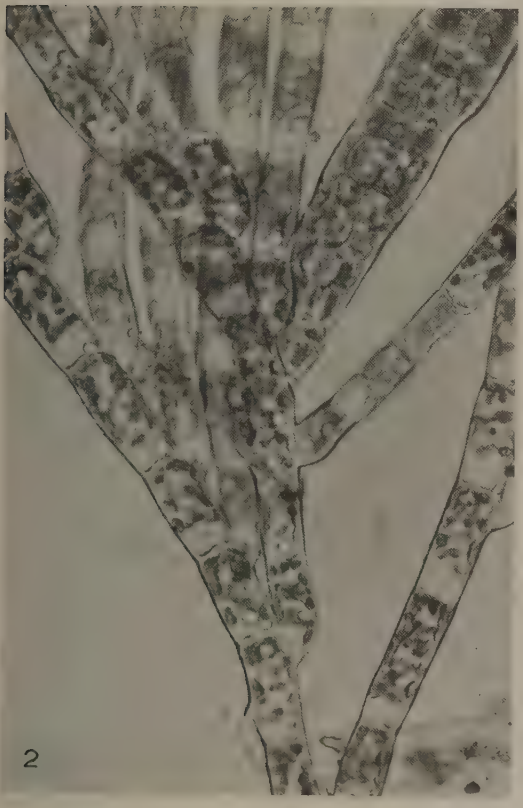
VII. Deux germinations âgées de dix jours. La spore de droite n'a formé qu'un seul filament (rhizoïde) et a conservé son aspect granuleux, dense. La spore de gauche a émis en directions opposées, deux tubes germinatifs. Au pôle le moins coloré, se détache un rhizoïde dont la troisième cellule porte un rameau latéral de même nature. Au pôle le plus chromophile naît un filament plus large assimilateur.

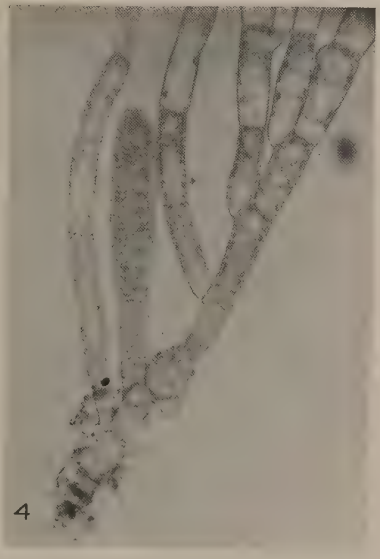
VIII. Cellule apicale d'un filament assimilateur. Les chromatophores massés à la portion antérieure sont orientés dans le sens de la croissance du filament ; une grande vacuole à suc rosé occupe la portion inférieure.

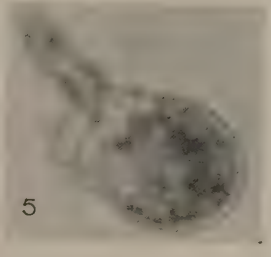
IX. Germinations âgées de 25 jours. La plupart des spores ont émis deux filaments : un rhizoïde comptant de nombreuses cellules et un filament assimilateur beaucoup moins développé. La spore I émet un troisième tube germinatif à l'origine duquel sont massés les chromatophores. La spore II n'a développé qu'un rhizoïde, lequel a engendré un filament assimilateur. L'accumulation des chromatophores dans une même région annonce l'émission prochaine d'un second tube germinatif.

1

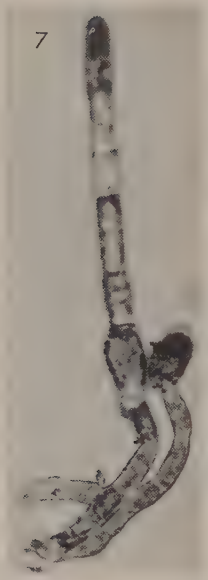

3

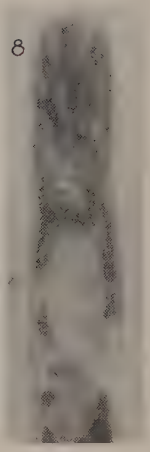

2

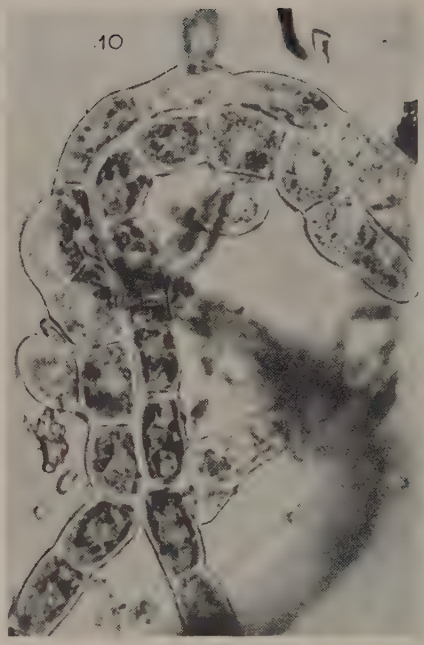

4

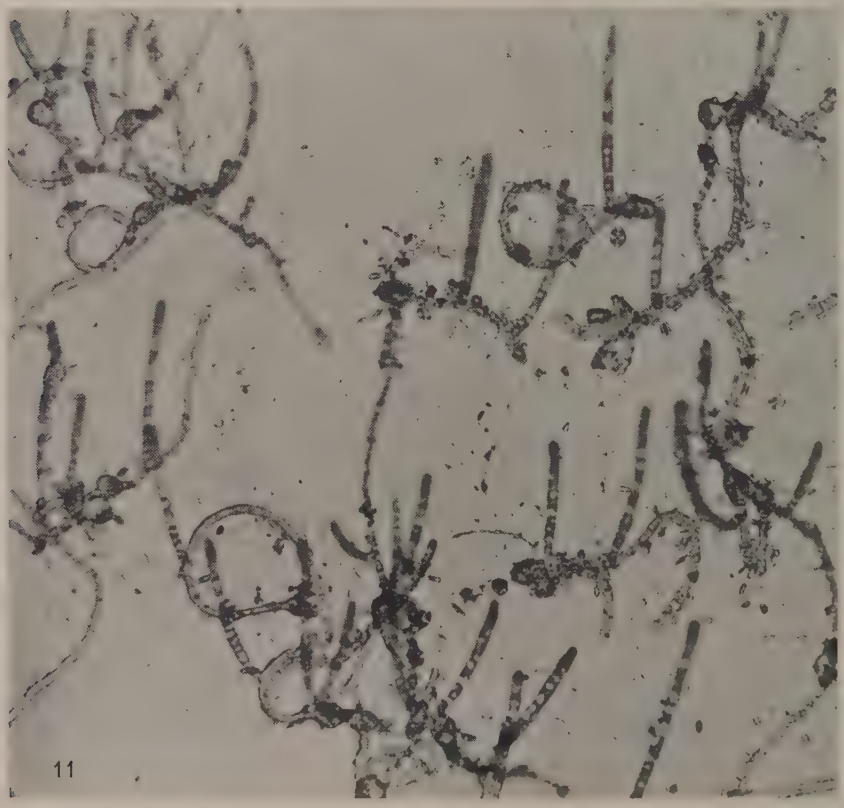

5

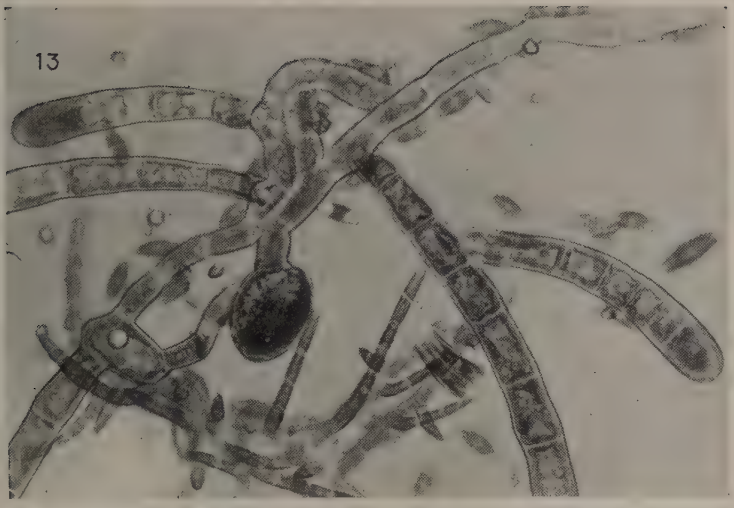
6

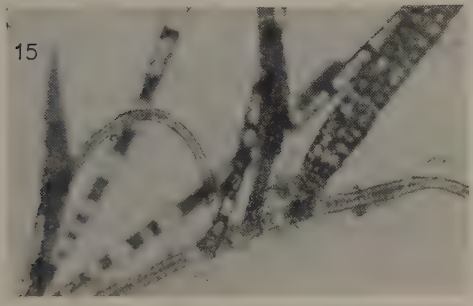

7

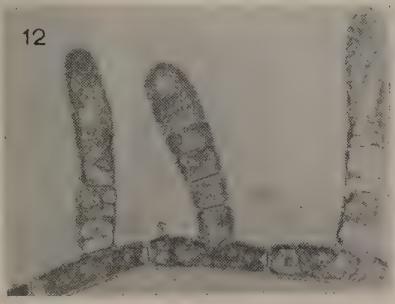

8

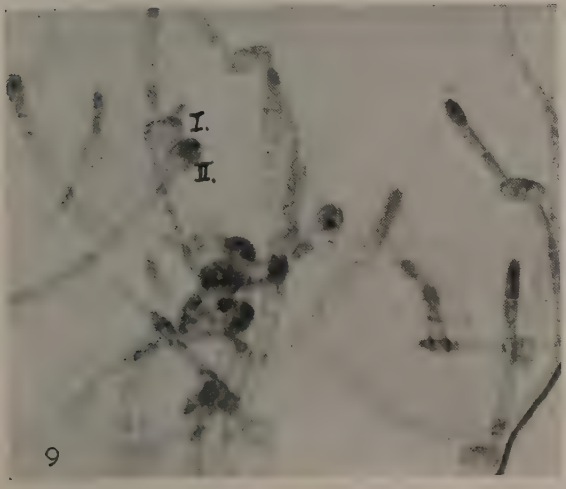

10


11


13


15


12


I.
II.
9

14

X. Naissance d'un pseudo-tissu cellulaire consécutivement à la rencontre de trois rhizoïdes initiaux (les spores génératrices ne figurent pas sur la photo). Le rhizoïde du haut de la photo présente des cellules allongées normales dont l'une a bourgeonné à sa partie apicale. Les cellules des deux autres filaments, gênées dans leur allongement, ont fortement accru leur diamètre transversal. Au centre du cytoplasme devenu très granuleux, le noyau se détache nettement. Sur la surface restée libre, deux d'entre elles ont, à la suite d'un cloisonnement longitudinal, formé des cellules de dimension et d'aspect identique.

XI. Aspect d'une culture après un mois de végétation.
De nombreux filaments primaires se sont développés sur les rhizoïdes initiaux. La persistance des spores témoigne non seulement de la vitalité de celles-ci mais aussi de la nature filamenteuse des formations qui en sont issues.

XII. Naissance d'un axe fructifère à partir d'une cellule de rhizoïde initial. Deux axes stériles comportant chacun deux cellules, naissent des cellules conjointes du filament radicant. La différenciation de l'axe fertile est nette : l'initiale hémisphérique, les cellules discoïdes, l'aspect granuleux du cytoplasme sont caractéristiques.

XIII. Deux plantules âgées de 36 jours. La spore vacuolisée a émis un rhizoïde qui porte deux axes assimilateurs ainsi qu'un second rhizoïde et un filament stérile non encore ramifiés. La spore au contenu granuleux, dense n'a émis qu'un rhizoïde ; sur la troisième cellule de celui-ci est apparu un filament stérile à la base duquel s'est différencié latéralement un filament fertile. A côté des plantules, on distingue des diatomées et un jeune thalle de Batrachospermum qui se sont développés sur les lames.

XIV. Ramification d'un jeune axe fertile né sur un rhizoïde. D'une cellule discoïde basale se détache un filament assimilateur.

XV. Formation de rhizoïdes secondaires à la base des axes aériens. Un rameau descendant à cytoplasme hyalin se développe à la base de l'axe fertile le plus évolué.

RHIZOGENÈSE CHEZ *COLEUS*, SOUS L'INFLUENCE DE L'HÉTÉROAUXINE.

HISTOLOGIE ET PHYSIOLOGIE DU PHÉNOMÈNE

par **J. MOUREAU.**

Travail du laboratoire de Physiologie végétale : Prof. R. Bouillenne.
(Institut de Botanique de l'Université de Liége).

Au cours de ces dernières années, le problème de la rhizogenèse a soulevé de nombreuses controverses.

Les recherches s'orientèrent dans le sens de l'action des phytohormones après la découverte de l'auxine par Went, en 1928, et surtout après les travaux de Bouillenne et Went en 1933, sur la rhizocaline. Cette dénomination fut proposée par ces auteurs pour désigner le ou les agents formateurs des racines.

On trouvera l'historique de la question dans les monographies de Boysen Jensen, de Thimann et Went, etc.

Les travaux, en 1935, de Went et de Thimann et Koepfli, semblent démontrer que la rhizocaline est identique à l'auxine. Went abandonne l'hypothèse de la rhizocaline et considère l'auxine comme la « root-forming substance ».

Bientôt on découvrit un nombre de plus en plus considérable de substances agissant comme l'auxine. Mais, d'autre part, R. Bouillenne (1937) trouve dans ses expériences de bonnes raisons de rester fidèle à sa conception de la rhizocaline : complexe *substantiel* responsable de la différenciation des cellules en voie de multiplication, vers la formation d'une structure typique d'organe. Enfin, les travaux de certains zoologistes comme Neddham, Speehman, Beadle et Ephrussi attirent l'attention des botanistes sur les organisateurs animaux. On en revient petit à petit à l'idée qu'il existe chez les plantes comme chez les animaux des substances spécifiques dont le rôle serait d'orienter la différenciation cellulaire vers la formation d'organes bien déterminés.

Selon R. Bouillenne (1938), il convient de distinguer dans la question de la

rhizogenèse, d'abord les phénomènes qui, en un endroit donné, déclenchent le réveil mitotique d'un tissu ; ensuite les phénomènes qui déterminent, parmi les nouvelles cellules formées, une différenciation aboutissant à la constitution de structures typiques d'un organe : racines-bourgeons-fleurs. La rhizocaline fonctionnerait comme un organisateur des structures radiculaires.

Pendant que nous poursuivions nos recherches parurent trois publications, une de Cooper et deux de Went, où les auteurs rapportent avoir mis en évidence l'existence d'un facteur interne, d'une substance, nécessaire à la formation des racines. Cette substance, qui n'est pas l'auxine, n'est, en somme, rien d'autre que la rhizocane postulée par Bouillenne et Went en 1933.

Il est incontestable que l'hétéroauxine appliquée sur les tissus de certaines plantes provoque une prolifération remarquable de racines. Cependant, R. et M. Bouillenne, 1939, ont montré que des « root-test » d'*Impatiens Balsamina* ne produisent pas plus de racines après traitement à l'hétéroauxine que sans, et que d'autre part ils obtiennent des racines sur des tissus qui ne contiennent à l'analyse aucune trace d'auxine. Dans ces conditions, il nous paraît que les auxines en général ne sont pas indispensables à la formation des racines.

Dès lors, le point central du problème à résoudre est de savoir quels sont les rôles respectifs des auxines et de la rhizocaline dans les phénomènes de la rhizogenèse.

Nous avons volontairement choisi comme matériel une plante qui sert, dans certains laboratoires allemands et américains, à démontrer le rôle direct de l'auxine dans l'organogenèse radiculaire. Nous avons eu à notre disposition *Coleus Blumei* Benth., var. *Triomphe de Luxembourg*. (1) Cette plante produit spontanément et très facilement des racines.

Afin de nous garder contre toute interprétation facile, nous avons fait une étude anatomique approfondie des tissus de la tige et de leur évolution normale ainsi que des modifications produites dans ces tissus par un traitement à l'hétéroauxine. Cette partie nous fournit une base suffisante pour organiser les expériences physiologiques qui constituent la deuxième partie de ce travail.

(1) Probablement un hybride. Cette variété provient des collections de l'Institut de Botanique de l'Université de Liége et d'un supplément dû à la générosité d'un horticulteur de Spa.

ÉTUDE ANATOMIQUE

INTRODUCTION

L'étude anatomique des tissus de la tige de *Coleus Blumei* Benth. et de leur évolution a été faite comparativement sur plantes normales et sur plantes traitées à l'hétéroauxine.

Le traitement à l'hétéroauxine a été réalisé à la manière des auteurs qui ont utilisé ce matériel. Il s'agit d'une pâte de lanoline dans laquelle est incorporée une certaine quantité d'hétéroauxine. (Pour la préparation de cette pâte, voir technique p. 172). Généralement les auteurs se sont servi de boutures et ont appliqué l'hétéroauxine sur le 3e entre-nœud à partir du sommet (Laibach et son Ecole, 22 et suiv. — 1935).

Nous avons étudié les caractéristiques des divers entrenœuds des boutures de manière à les comparer soigneusement au 3e entre-nœud généralement traité.

Nous avons tout d'abord précisé les processus du développement d'une plante normale dans les conditions bien définies et maintenues constantes de nos cultures.

Ensuite, nous avons déterminé anatomiquement, à quelles variations internes correspondent ces changements extérieurs.

Dans ces conditions, nous avons eu à notre disposition une base suffisante pour comprendre l'action de l'hétéroauxine sur les tissus non seulement au point de vue anatomique mais aussi au point de vue physiologique (voir 2e partie).

I. Matériel.

Coleus Blumei Benth., variété *Triomphe de Luxembourg*, est caractérisé par une tige droite, robuste, d'un vert tendre, couverte de poils glanduleux. Les feuilles sont opposées, elles mesurent environ 10 cm. quand elles sont adultes. Elles sont entières, dentées, vertes, panachées de rouge et de jaune, les dents sont grandes et arrondies. Les entre-nœuds ont une taille moyenne de 2,5 à 3 cm.

Cette variété donne facilement un grand nombre de boutures. Nous avons pu ainsi avoir continuellement à notre disposition un matériel abondant, frais, d'aspect comparable et d'origine connue.

Pour faciliter notre exposé, nous supposons qu'une bouture de *Coleus* se compose d'un certain nombre de segments bien déterminés que nous désignons par le terme « éléments de tige ». Un élément de tige comprend (voir schéma Fig. 1) :

1° une paire de feuilles

2° une portion de tige (le nœud de cette paire de feuilles et l'entre-nœud jusqu'au nœud immédiatement inférieur).

La partie terminale de la tige, dont les tissus sont encore à l'état méristématique

(bourgeon terminal) ou bien n'ont pas encore terminé leur élongation (jeunes feuilles et jeunes entre-nœuds) sera considérée comme ne constituant qu'un seul élément (la taille totale ne dépasse jamais 1 cm.). Cette manière de faire n'offre aucun inconvénient et simplifie notre exposé.

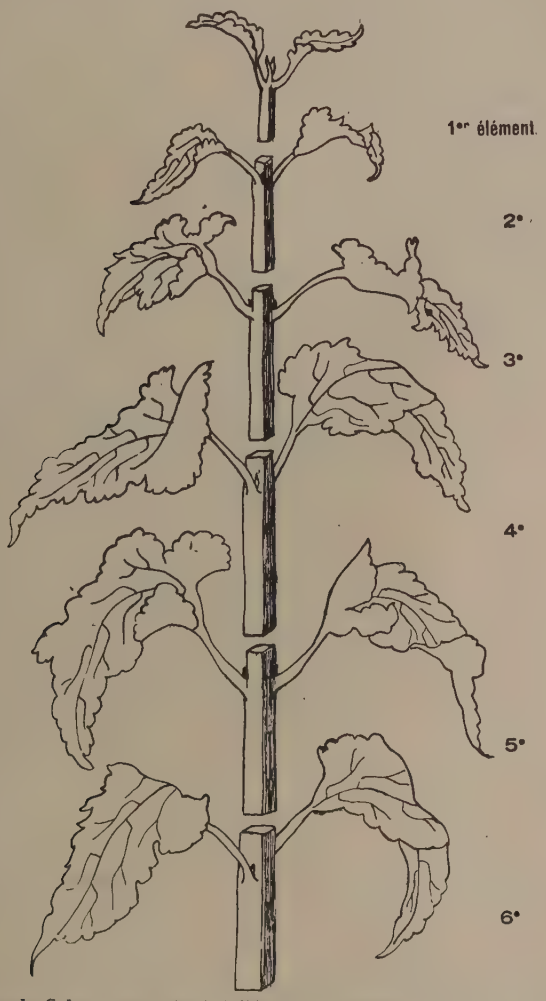


Fig. 1. — Bouture de *Coleus* comportant 6 éléments, délimités théoriquement comme ci-dessus.

Nous avons désigné chacun des éléments de haut en bas par un numéro d'ordre. Le fait que nous utilisons des boutures exclut l'ordre de numérotation de bas en haut

que l'on emploie généralement pour les plantules dont on peut aisément suivre le développement dans le temps à partir des premières activités de la plantule. Notre numérotation correspond à l'évolution des tissus au sein de la tige pendant sa croissance. Le premier stade de cette évolution se retrouve au contact du méristème terminal.

Nous introduisons ainsi dans nos recherches le point de vue des âges physiologiques par lesquels passent les tissus tout comme les organismes entiers.

Nous avons choisi dans un lot de *Coleus Blumei* Benth. cultivé en pleine terre, quatre plantes parfaitement saines et comparables (taille et PRODUCTION DE RACINES au moment du bouturage).

De ces 4 plantes, nous avons tiré par bouturage sur terreau l'abondant matériel nécessaire à nos recherches.

Nous avons utilisé les boutures obtenues progressivement. Pour la recherche anatomique, trente de ces boutures sont cultivées sur sable arrosé 2 fois par jour à l'eau de la distribution. Ce sable a été au préalable soigneusement lavé à l'acide chlorhydrique et rincé à l'eau alimentaire.

D'une manière générale, les boutures sont cultivées en lumière solaire dans une couche spécialement aménagée dans la serre de Physiologie du Jardin de Botanique de Liége. La température de la couche varie entre 28 et 30°. La teneur en eau de l'atmosphère est maintenue aussi voisine que possible de 90 %. L'air de la couche est renouvelé chaque jour par une aération d'une heure.

II. DÉVELOPPEMENT DES BOUTURES :

Dans ces conditions, les plantes ont une croissance très régulière.

1. *Tige.* Il se forme une nouvelle paire de feuilles tous les 12 à 15 jours. Chaque nouvel élément de tige met environ 15 jours pour atteindre une longueur de 6 millimètres. Ce n'est qu'après un mois environ qu'il mesure 2,5 à 3 cm., taille moyenne qu'atteignent des « éléments » ayant pratiquement terminé leur élongation.

Les feuilles augmentent rapidement de surface pendant les 20 premiers jours. Dans la suite, elles ne croissent plus que dans de faibles proportions. Elles jaunissent et se détachent de la tige après 3 mois environ. Cependant leur insertion sur la tige devient fragile un mois après leur formation.

2. *Racines :* Les racines que forment les boutures sont nombreuses, longues, fines. Elles apparaissent aussi bien au-dessus de la surface du sol qu'en-dessous. Elles croissent rapidement et se ramifient très tôt. Tous les individus que nous avons cultivés ont formé des racines adventives. Nous avons remarqué :

1° *que ces racines apparaissent, pour la plupart, sur les arêtes de la tige ;*

2° que parfois il s'en forme dans le plan médian des faces de la tige *immédiatement sous l'insertion d'une feuille ;*

3° qu'il n'en apparaît *jamais* sur *le premier élément* de tige dont l'élongation est rapide, *ni sur le deuxième* qui s'allonge encore faiblement ;

4° que dans le cas d'une bouture de 6 éléments, les premières racines (12 en moyenne) apparaissent à la base du 6e élément après 6 à 7 jours de culture. Puis il s'en forme sur le 5e et sur le 4e. Les dernières racines sont produites par le troisième élément, 25 à 30 jours après le bouturage. Cet élément en porte en moyenne 2.

5° que malgré l'identité des conditions de température, d'humidité et d'éclairement, le nombre total des racines, de même que la densité du réseau de base, varie souvent d'un individu à l'autre sans que rien dans l'aspect extérieur de la bouture puisse faire prévoir un tel résultat. Ces variations individuelles sont parfois si importantes qu'elles peuvent susciter des erreurs graves dans l'interprétation des résultats. La nature du substratum, sable ou terreau, ne semble pas jouer de rôle.

Nous avons cependant dans la suite pu réduire notablement l'ordre de grandeur des variations en *sélectionnant les boutures par rapport au nombre de racines* et en tirant de ces plantes les jeunes pousses nécessaires à nos expériences. Grâce à cette précaution, nous avons eu des lots où les variations individuelles ont été de l'ordre de celles que l'on admet généralement dans de telles expériences. Elles ont oscillé autour de 12 racines. Nous retiendrons spécialement de ces observations que les racines sont produites seulement par des éléments qui ont cessé de s'allonger et qui, par conséquent, ont atteint un stade bien défini de leur évolution histologique. C'est ce que nous allons élucider au point de vue anatomique.

Nous avons donc paré aux variations individuelles du nombre des racines des boutures, en tirant tous nos sujets d'expérience d'un lot de plantes issues de boutures ayant produit une même moyenne de racines.

III. — Observations anatomiques — Plante normale.

Les résultats de nos expériences préliminaires ont attiré notre attention sur deux points.

A) la localisation des néoformations radiculaires sur la tige ;
B) l'apparition en ordre acropète des racines sur la tige.

A) *Localisation des néoformations radiculaires.*

Qu'est-ce qui, dans la structure interne de la tige, détermine les endroits où se forment les racines ?

Une simple coupe nous révèle que la localisation des néoformations radiculaires le long des arêtes et selon la ligne médiale des faces, sous l'insertion des feuilles, coïncide avec la présence, en ces endroits, des faisceaux de la tige.

A ceux-ci, se raccordent les tissus vasculaires de la racine.

Il s'agit donc de déterminer :

quels sont les rapports qui existent entre les tissus vasculaires de la tige, ceux des feuilles et ceux des racines néoformées ?

quels sont les tissus qui donnent naissance aux primordium radiculaires ?

1° *Rapports vasculaires entre tige et feuilles et entre feuilles et racines néoformées.*

Les racines qui se forment sur une ligne médiane de la face de la tige, sous l'insertion d'une feuille sont en connection avec le faisceau médian de cette feuille. Il y a donc entre les racines et les feuilles une relation anatomique directe que nous essayerons de mettre en évidence par l'étude physiologique.

2° *Origine des racines.*

Une coupe faite à la base d'une bouture cultivée dans l'eau depuis 6 à 7 jours nous montrera à peu près tous les stades primitifs de la néoformation d'une racine. Celle-ci se forme au contact des faisceaux foliaires à partir de trois tissus : les rayons médullaires, le phloème et l'assise profonde du parenchyme cortical voisine de ces tissus. L'étude détaillée de son développement sera faite plus loin, quand nous étudierons les effets de l'hétéroauxine sur la structure de la tige.

B) *Mode d'apparition des racines ou formation acropète des racines sur la tige.*

Le second problème, susceptible d'être éclairé par une étude anatomique, est le suivant : Quelle relation existe-t-il entre l'évolution des tissus de la tige et la néoformation des racines ?

Nous avons fait une série de coupes à différents niveaux dans une même tige.

La première coupe intéresse le sommet de la tige. Elle est faite immédiatement sous le bourgeon terminal. La Fig. 2 représente un angle de cette coupe. Les 3 faisceaux qui constituent le massif libéro-ligneux angulaire sont nettement visibles. Celui du centre est un sympodaire. Celui de gauche est constitué de la fusion d'un latéral et d'un intermédiaire venant d'un des 2 derniers primordium foliaires formés. Celui de droite a la même origine mais vient d'un des primordium de l'avant dernière paire formée. Le parenchyme médullaire est déjà très évolué. Il est constitué de grandes cellules séparées par des méats plus ou moins étendus. Il ne contient pas de chlorophylle. Le procambium intrafasciculaire n'a pas encore commencé sa différenciation, il ne présente encore aucune division caractéristique du cambium.

L'anneau de procambium interfasciculaire se distingue par ses cellules nettement plus petites que celles des parenchymes médullaire et cortical, mais ne présente pas encore d'activité mitotique amenant sa différenciation en cambium. Le parenchyme cortical est constitué de 8 à 10 couches de cellules hexagonales, riches en chlorophylle et sans méats. Enfin l'épiderme est peu cutinisé et porte des poils glandulaires.

La 2e coupe, représentée par la Fig. 3, a été faite immédiatement sous l'insertion de la première paire de feuilles. A ce niveau les parenchymes cortical et médullaire présentent les mêmes caractéristiques que dans la coupe précédente.

Le procambium intrafasciculaire a commencé sa différenciation en cambium : on en distingue nettement les divisions caractéristiques. Le procambium interfasciculaire commence à se différencier mais uniquement au voisinage des faisceaux.

Dans la troisième coupe Fig. 4, faite à la base du 1er élément, c'est-à-dire immédiatement au dessus de la 2e paire de feuilles, le cambium intrafasciculaire est nettement différencié. Il a déjà formé d'une part du xylème secondaire, d'autre part du phloème

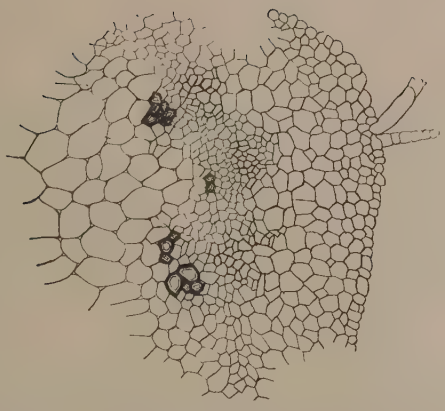


FIG. 2. — Coupe faite dans la tige de *Coleus Blumei* immédiatement sous le bourgeon terminal, dans le 1er élément de tige. Le dessin représente un angle de la tige montrant les 3 faisceaux, 2 foliaires et 1 sympodaire. Ni le cambium intrafasciculaire, ni le cambium interfasciculaire ne se sont encore différenciés ; l'anneau de procambium se distingue. (Réduction 2/3).

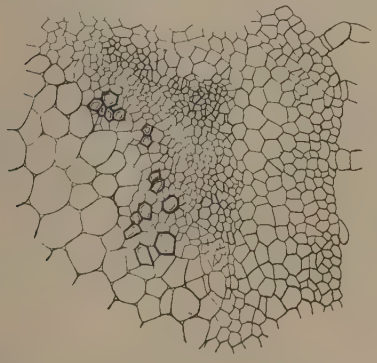


FIG. 3. — Dessin d'une coupe faite dans le haut du 1er élément de tige, immédiatement sous l'insertion de la première paire de feuilles épanouies. On remarque le début de la différenciation du cambium intrafasciculaire.

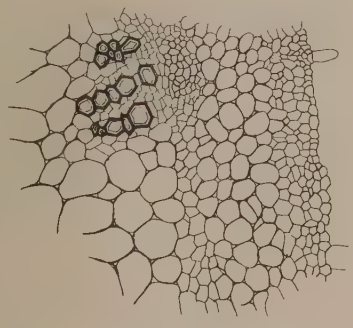


FIG. 4. — Dessin d'une coupe faite à la base du premier élément de tige. On remarque le degré d'évolution du cambium intrafasciculaire et des formations secondaires.

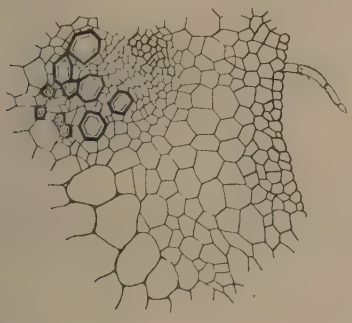


FIG. 5. — Dessin d'une coupe faite au sommet du 2me élément de tige. Quelques rares divisions du procambium interfasciculaire.

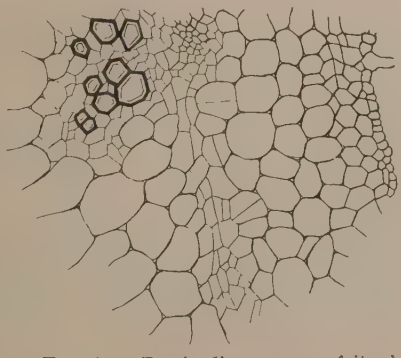


FIG. 6. — Dessin d'une coupe faite à la base du 2me élément de tige. On remarque la différenciation du cambium interfasciculaire.

secondaire. Le procambium interfasciculaire n'a guère évolué par rapport au stade précédent. On constate quelques rares divisions dans le parenchyme cortical.

Au sommet du 2e élément de tige, les tissus présentent sensiblement le même degré d'évolution qu'à la base du premier. Le cambium intrafasciculaire continue son développement normal. Le procambium interfasciculaire commence à se différencier. Les autres tissus en sont toujours au même stade que précédemment. La Fig. 5 représente ce niveau.

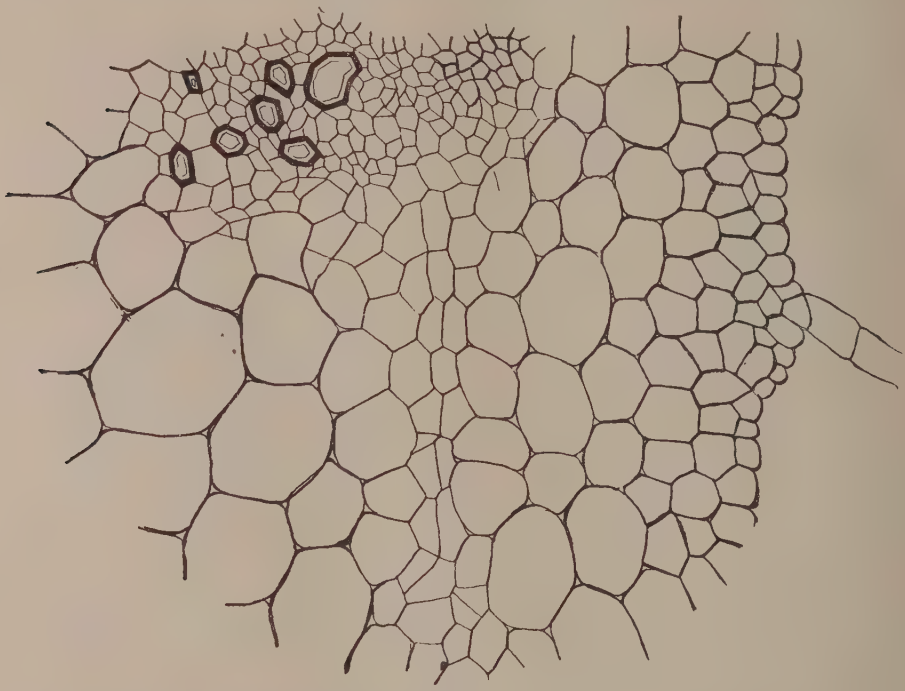


Fig. 7. — Coupe faite au sommet du 3me élément de tige. Le cambium interfasciculaire est déjà nettement caractérisé quoique peu développé. (Réduction 1/3).

A la base du 2e élément de tige les tissus sont nettement plus évolués qu'au sommet. Le parenchyme médullaire présente toujours les mêmes caractéristiques mais ses cellules sont plus grandes, à sections circulaires, séparées par de larges méats. Les formations secondaires intrafasciculaires sont nettement plus importantes (Fig. 6).

Le procambium interfasciculaire s'est différencié en un cambium typique. L'assise interne du parenchyme cortical présente une activité mitotique, particulièrement au voisinage immédiat des faisceaux. Les autres cellules se sont aggrandies, sont moins anguleuses et des méats apparaissent entre elles.

Au sommet du 3e élément de tige (Fig. 7) les tissus présentent sensiblement le même stade évolutif qu'au niveau précédemment étudié. L'on constate cependant quelques divisions cellulaires dans la couche externe du parenchyme médullaire, en contact avec les faisceaux foliaires.

La base du 3e élément de tige se caractérise par un nouveau stade de l'évolution des tissus (Fig. 8). A ce niveau les cellules du parenchyme médullaire sont devenues énormes. Celles des assises intermédiaires du parenchyme cortical se sont aggrandies et aplaties radialement. Le cambium interfasciculaire est en pleine activité, il compte 3 à 4 couches de cellules.

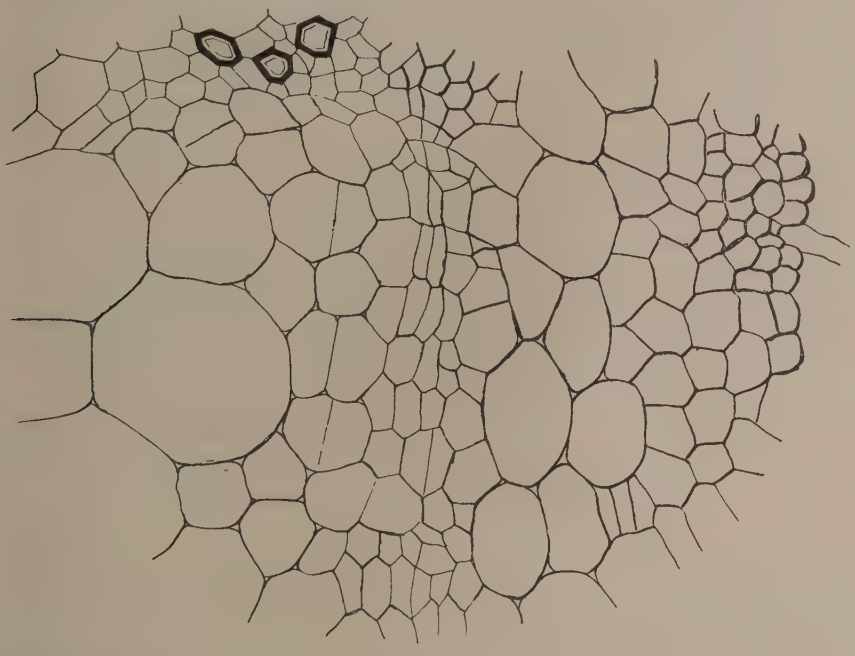


Fig. 8. — Coupe faite à la base du 3me élément de tige montrant le degré d'évolution du cambium interfasciculaire. Certaines cellules de la moëlle se divisent.

Certaines cellules de la couche externe se sont divisées selon des cloisons perpendiculaires à l'anneau de cambium, amenant ainsi un début de formation de phloème secondaire. La couche externe de la moelle, celle qui est en contact avec le cambium, se cloisonne activement, parallèlement aux divisions caractéristiques du cambium.

A partir de ce stade, les tissus semblent évoluer beaucoup plus rapidement.

Au sommet du 4e élément de tige (Fig. 9) le cambium produit activement d'une part de petites cellules qui constitueront le phloème secondaire, d'autre part, des cellules plus grandes, hexagonales, dont la disposition en rangées radiales fait prévoir

leur différenciation en xylème secondaire. Des couches plus profondes du parenchyme médullaire montrent des divisions cellulaires toujours parallèles à l'anneau de cambium. Les membranes cellulaires des 2 couches les plus externes du parenchyme cortical s'épaississent. Quelques cellules des couches profondes de ce parenchyme se divisent perpendiculairement à l'anneau de cambium.

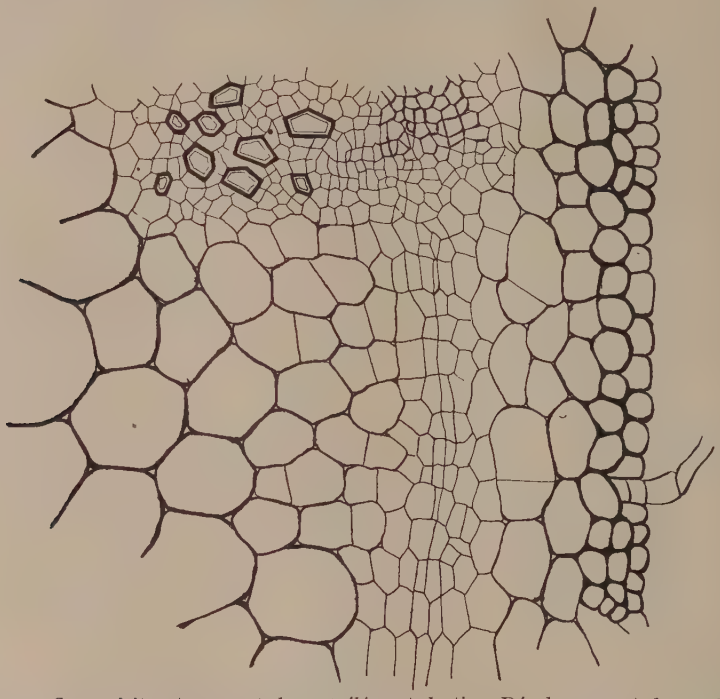


Fig. 9. — Coupe faite au sommet du 4me élément de tige. Développement du cambium et début des formations secondaires interfasciculaires.

A la base du 4e élément de tige (Fig. 10) la différenciation des éléments secondaires se poursuit. Les couches externes du parenchyme médullaire continuent à se diviser parallèlement au cambium. Le parenchyme cortical présente de nombreuses divisions se faisant perpendiculairement ou parallèlement au cambium. Les couches externes de l'écorce se transforment en un léger collenchyme.

Au sommet du 5e élément l'activité du cambium se manifeste de plus en plus par l'importance des formations secondaires. Les divisions de cellules parenchymateuses sont plus rares. On n'en constate plus dans la moëlle mais encore quelques unes dans l'écorce (Fig. 11).

A la base du 5e élément de tige, le phloème secondaire est nettement différencié. Le xylème secondaire commence à se marquer ; les membranes des cellules des

couches profondes commencent à s'épaissir. Les divisions cellulaires ont pratiquement cessé dans les parenchymes (Fig. 12).

Résumons-nous et tentons de caractériser chaque élément de tige par le stade de son évolution histologique.

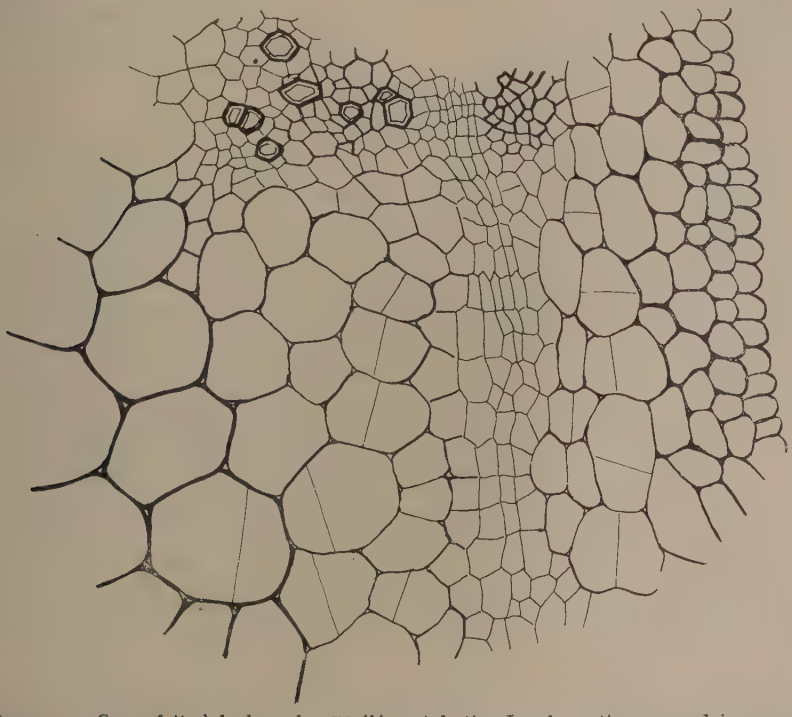


Fig. 10. — Coupe faite à la base du 4^{me} élément de tige. Les formations secondaires se sont développées radicalement laissant prévoir la différenciation du xylème secondaire. Le phloème secondaire commence à se distinguer.

Nous avons :

dans le premier élément : formation du cambium intrafasciculaire

dans le second élément : formation du cambium interfasciculaire

dans le 3^{e} élément : début de formation d'éléments secondaires par le cambium interfasciculaire et divisions cellulaires dans les couches parenchymateuses voisines.

dans le 4^{e} élément : mêmes phénomènes que dans le 3^{e}, mais plus accentués.

dans le 5^{e} élément : amplification des activités cambiales — diminution progressive des activités mitotiques des parenchymes.

A chaque élément de tige d'une bouture normale correspond donc un stade bien

déterminé de l'évolution des tissus. Ce stade peut se définir par l'activité du cambium. Ainsi le 3e élément de tige se caractérise par le début de la formation à partir du cambium d'éléments vasculaires secondaires.

Or, nous avons vu que de haut en bas, l'élément, capable de produire des racines, est précisément le 3e. Il ne s'en forme jamais sur le 1er, ni sur le 2e. Nous pouvons donc conclure que la formation des racines adventives sur la tige de notre *Coleus* coïncide avec le début de l'activité génératrice du cambium interfasciculaire.

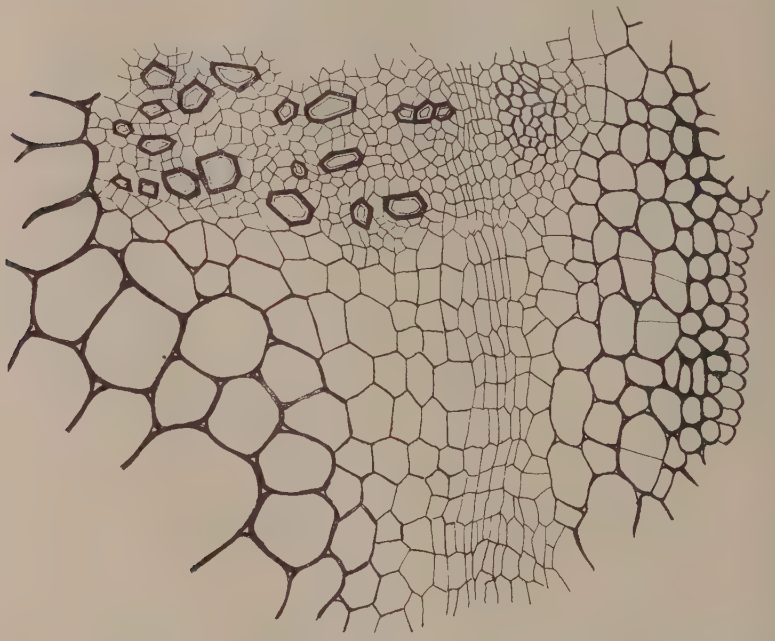


Fig. 11. — Coupe faite au sommet du 5me élément de tige.

IV. Changements de structure dus au traitement a l'hétéroauxine.

Il résulte de l'étude précédente, que la formation normale de racines adventives sur un élément de tige de *Coleus* coïncide avec le début de la différenciation, à partir du cambium interfasciculaire, d'éléments de xylème et de phloème secondaires. Cette coïncidence se produit dans le 3e élément de tige et jamais dans des éléments moins avancés dans leur différenciation .

Or, en faisant agir l'hétéroauxine (3 %) sous forme de pâte sur le 2e élément de tige et même sur le 1er, nous avons provoqué l'apparition de racines sur ceux-ci.

Cette apparition de racines s'accompagne de modifications anatomiques dans le 2me élément de tige où nous allons les examiner de près, tout au moins dans les stades de début ; mais en outre, il se produit un gonflement parfois important de

toute la région qui a reçu l'application de l'hétéroauxine. Cette prolifération tissulaire n'est cependant pas constante (voir plus loin fig. 22, dans le cas d'une application unilatérale et remarques p. 175).

Existe-t-il une relation entre les deux phénomènes : évolution du cambium et néoformation radiculaire ?

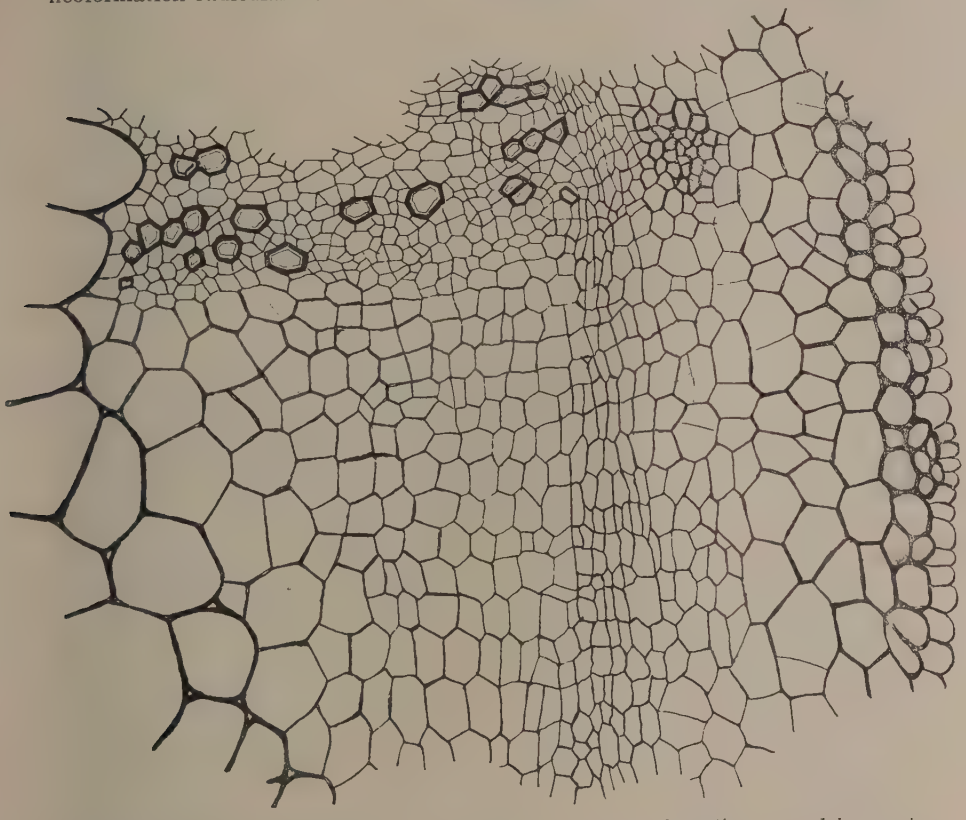


FIG. 12. — Coupe faite à la base de 5^{me} élément de tige. Les formations secondaires sont nettement différenciées. Les membranes des cellules du xylème commencent à s'épaissir, ainsi que celles des cellules des couches profondes.

Pour répondre à cette question, il nous suffit d'observer au microscope les transformations anatomiques que le traitement à l'hétéroauxine provoque sur le 2^{e} élément de tige par exemple.

Nous avons appliqué un anneau de pâte de lanoline contenant 3 % d'hétéroauxine, sous l'insertion de la 2^{e} paire de feuilles d'une série de boutures aussi semblables que possible. Nous avons suivi la technique de LAIBACH (voir 22 et suivants), exposée dans la technique de notre étude physiologique.

A partir du troisième jour de traitement nous prélevons, de jour en jour, dans le deuxième élément, une série de coupes microscopiques. Nous comparons à ces coupes celles que nous faisons au même niveau dans le deuxième élément de boutures de même âge, non traitées, mais cultivées dans les mêmes conditions.

Les éléments non traités présentent les caractéristiques d'un élément normal : le cambium interfasciculaire est en voie de formation.

Dans les éléments traités, après trois jours, l'anneau de cambium est formé, les mitoses sont nombreuses, particulièrement au voisinage des faisceaux, au sein des parenchymes. L'activité génératrice du cambium commence à se manifester. Les tissus du deuxième élément traité présentent les caractéristiques que nous avons décrites plus haut dans un troisième élément normal. Dans les témoins, ce stade de développement n'est atteint que douze jours plus tard.

De plus un phénomène qui se produit dans les tissus du troisième élément d'une plante non traitée à l'hétéroauxine et qui y passe souvent inaperçu parce qu'il est peu fréquent, acquiert, dans le deuxième élément traité, un développement considérable. Quelques cellules des rayons médullaires en contact avec le cambium et le phloème se divisent activement. Il se forme des masses plus ou moins volumineuses dont le contenu cellulaire est dense et réfringent.

A ce stade, rien dans l'aspect et la position des masses par rapport aux faisceaux ne permet de préciser si nous sommes en présence d'une ébauche d'organe ou d'une simple prolifération cellulaire.

Dans les dessins qui illustrent ce développement, nous n'avons représenté le contenu cellulaire (en pointillé) que dans les masses en activité mitotique.

La fig. 13 nous donne un schéma d'ensemble d'un massif libéro-ligneux angulaire de la tige, dans lequel se sont formées trois de ces masses indifférenciées représentant trois stades successifs d'évolution. L'une des masses, à droite, a déjà atteint un développement tel que le cambium s'est infléchi et que le faisceau libéro-ligneux voisin paraît désorganisé. La fig. 14 représente à un plus fort grossissement ce même massif cellulaire. On voit nettement au centre de la masse, les contours des quelques cellules qui manifestèrent les premières cette activité mitotique si particulière.

La fig 15 représente un stade plus avancé de ces massifs méristématiques. L'activité mitotique a gagné les couches profondes du parenchyme cortical et les cellules voisines du phloème secondaire. Rien encore dans cette masse cellulaire ne laisse prévoir sa différenciation en primordium radiculaire. Cinq jours après le commencement du traitement à l'hétéroauxine l'activité méristématique s'est étendue au cambium et aux cellules en contact avec le xylème du faisceau (fig. 15).

Ces masses méristématiques, à partir de ce stade, ne poursuivent pas toutes le même développement.

Dans certaines d'entre elles l'activité mitotique cesse bientôt, les cellules augmentent de volume et perdent leur réfringence. Elles finissent par se confondre avec celles du parenchyme voisin.

Dans d'autres, celles qui se sont formées au contact des faisceaux des feuilles

de l'élément lui-même, les activités mitotiques s'intensifient. Les masses s'allongent radialement et prennent la forme d'un cône. Seules les cellules du sommet du cône continuent à se diviser activement. Les autres s'allongent et ne tardent pas à se différencier en éléments parenchymateux, libériens ou ligneux. Il s'agit bien clairement d'un primordium radiculaire (fig. 16). Plus tard ce primordium fera saillie à la surface de la tige et constituera une racine adventive typique. (Fig. 17). Cette figure montre une coupe faite dans un 2e élément de la tige traité à l'hétéroauxine, 13 jours après l'application de la pâte. Le cambium, à cette date, a formé des éléments secondaires importants. Le phloème secondaire est nettement différencié. Les membranes des cellules qui formeront l'anneau de deutéroxylème commencent à s'épaissir.

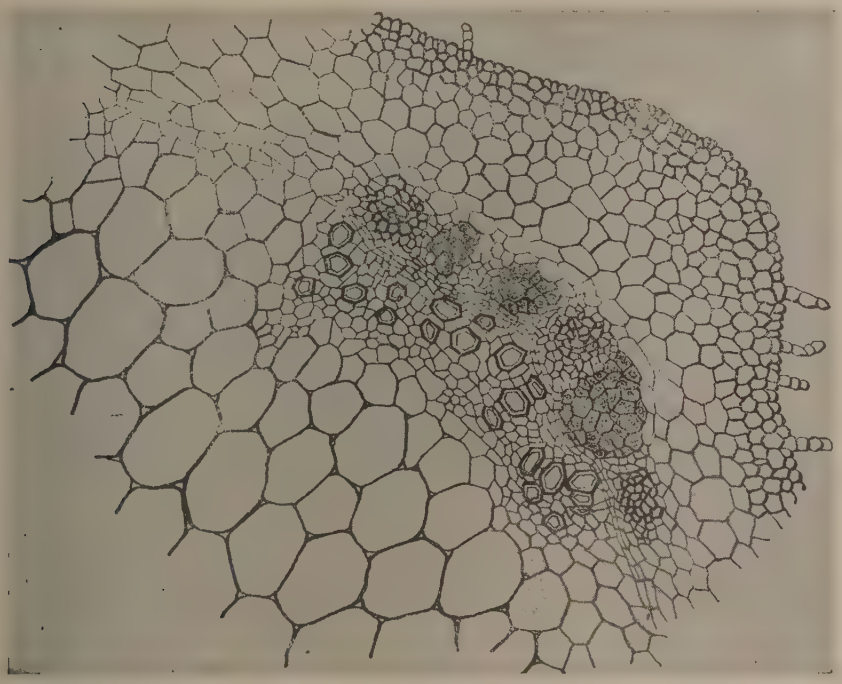


Fig. 13. — Coupe dans le 2me élément de tige, après 3 jours de traitement à l'hétéroauxine (3%) sous forme de pâte à la lanoline. On remarque 3 massifs cellulaires d'aspect méristématique formés au contact du cambium et du phloème des faisceaux. (Réduction 1/3).

Enfin, dans certaines de ces masses cellulaires l'activité mitotique diminue sans cesser complètement. Les cellules gardent leur réfringence et ce n'est parfois qu'un mois plus tard qu'elles évoluent, soit en éléments parenchymateux, soit vers la formation d'une structure de racine.

* * *

Conclusions.

Dans les conditions de milieu que nous avons adoptées pour leur culture, les plantes de *Coleus Blumei*, var *Triomphe de Luxembourg*, n'ont jamais formé de racines adventives sur leur tige, au-dessus d'un niveau bien déterminé : le 3e élément de tige.

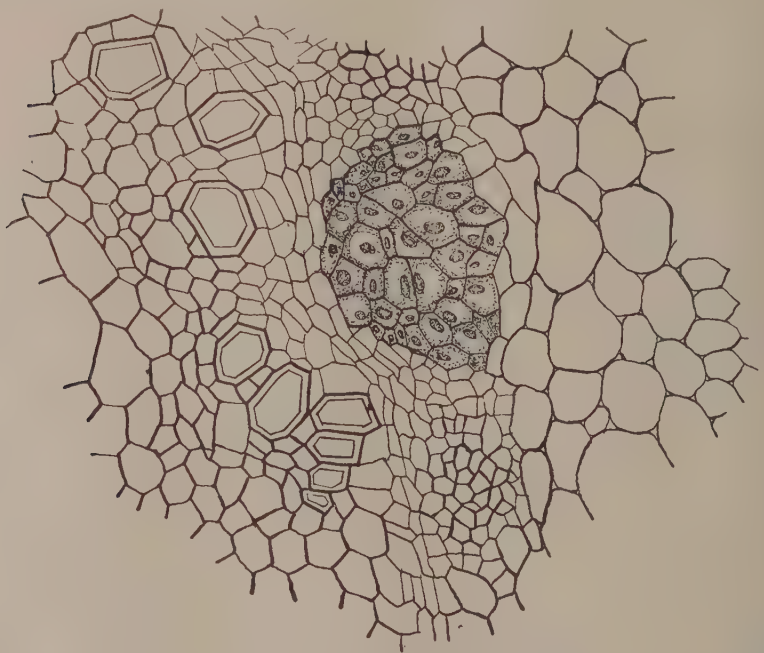


Fig. 14. — Coupe dans le 2me élément de tige traité à l'hétéroauxine (3%) et montrant à un plus fort grossissement une des masses cellulaires en voie de division représentée Fig. 13.

L'étude anatomique d'une plante normale nous a montré que chaque élément de tige possède une structure interne propre qui peut être caractérisée par le degré d'évolution du cambium. A un même niveau dans toutes les plantes cultivées dans les mêmes conditions, le cambium est au même stade de son évolution. C'est ainsi que le 3e élément de tige est caractérisé par le début de la formation d'éléments vasculaires secondaires à partir du cambium interfasciculaire. Or la limite supérieure de la formation de racines adventives coïncide précisément avec le niveau où se manifeste cette activité cambiale.

Quand on fait agir l'hétéroauxine sur un élément de tige dont le cambium n'a pas encore atteint ce stade évolutif, l'on constate non seulement que l'évolution du cam-

bium est hâtée mais encore que son activité génératrice est considérablement accrue. De plus, un phénomène qui passe souvent inaperçu dans une plante normale parce qu'il y est beaucoup moins marqué, prend à la suite de ce traitement une importance primordiale : certaines cellules bien déterminées qui ne paraissent en rien se distinguer de leurs voisines développent un potentiel considérable d'activité mitotique. Ces cellules sont au départ en contact avec le cambium et le phloème. Les mitoses aboutissent à la formation de masses cellulaires qui généralement ne s'organisent pas et prennent après un temps variable un aspect parenchymateux. Ce fait fut observé par Söding (36-1936) qui l'attribue à un défaut de différenciation dû au manque d'une quantité suffisante d'hormone de différenciation.

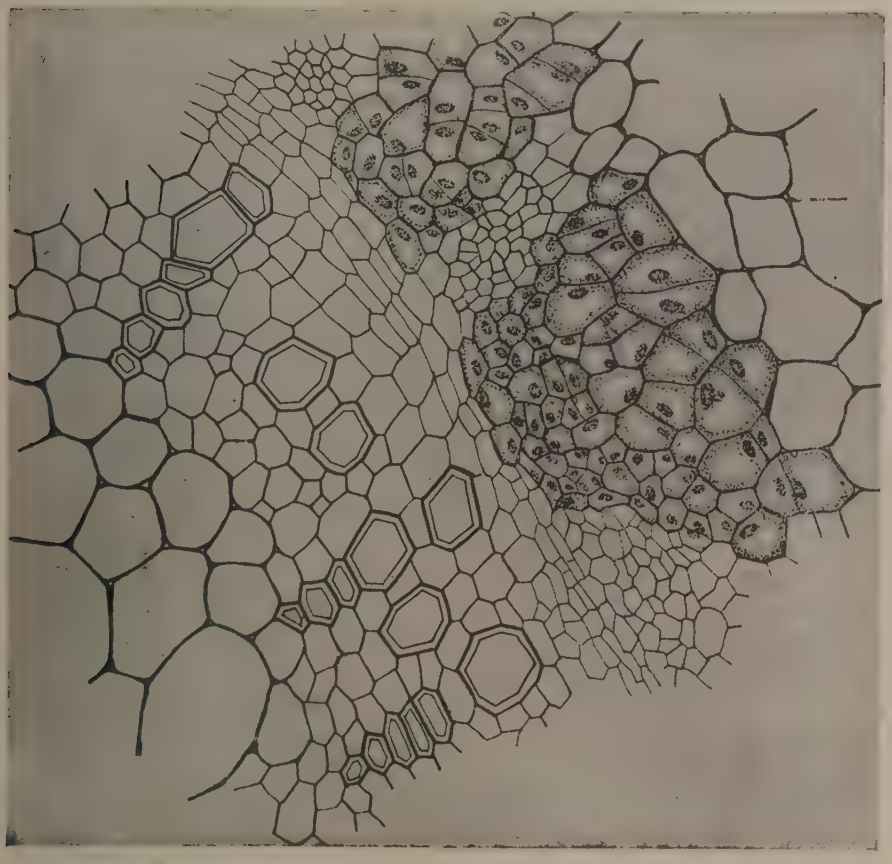


Fig. 15. — Stade plus avancé de l'évolution d'une masse cellulaire formée au contact du cambium et du liber des faisceaux à la suite d'un traitement à l'hétéroauxine. 5 jours après l'application de la pâte.

Il en est cependant qui s'organisent ultérieurement pour former une racine. Cette organisation ne se produit pas nécessairement immédiatement après la constitution des éléments d'aspect méristématique. Il arrive parfois que ce phénomène ne se manifeste que 15 jours et même un mois plus tard.

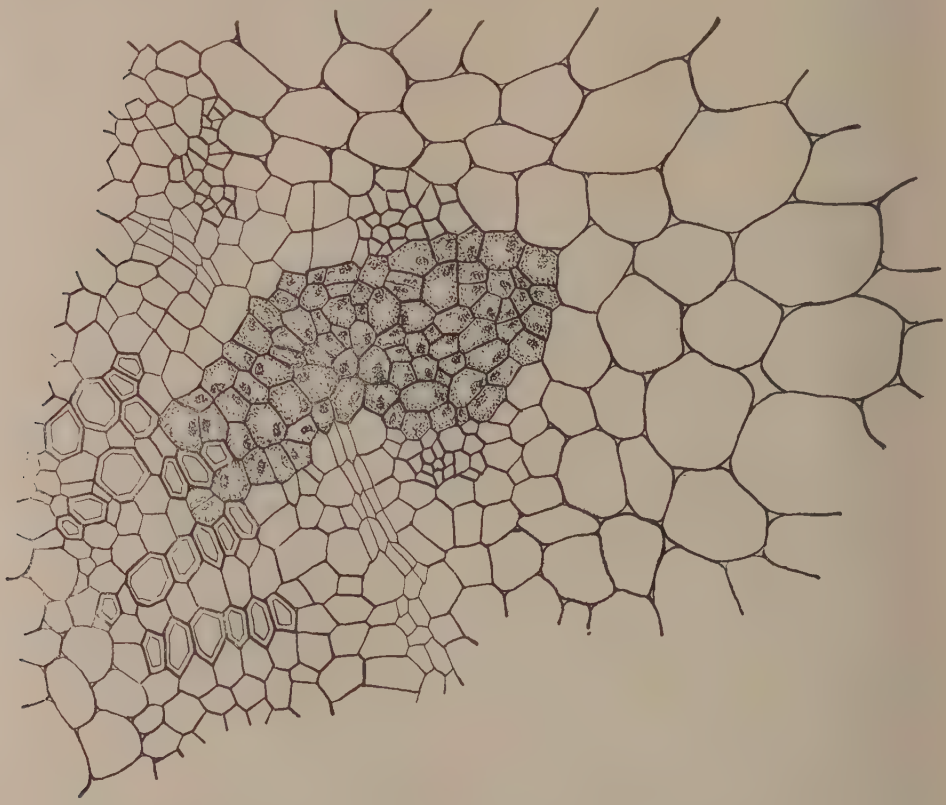


Fig. 16. — Un stade plus avancé du développement d'un primordium radiculaire, le 8me jour après le traitement à l'hétéroauxine.

Or d'après les expériences, entre autres celles de Laibach (22-1933), l'hétéroauxine sous forme de pâte est complètement détruite après 15 jours d'exposition à la lumière. Ce n'est donc pas elle qui provoque la différenciation tardive de ces masses méristématiques.

D'ailleurs, si l'on admettait qu'elle est vraiment le facteur organogénétique, comment expliquer que pendant la première quinzaine du traitement alors qu'elle est particulièrement abondante, certaines masses méristématiques, non seulement ne s'organisent pas mais prennent l'aspect parenchymateux ?

Nous sommes donc obligés de limiter le rôle de l'hétéroauxine. Cette substance provoque indubitablement la formation du cambium et augmente l'activité mitotique du cambium déjà différencié. Elle peut donc fonctionner comme l'a montré Snow (33, 34, 35 -1932-1933-1935) en « cambial growth stimulus », lorsqu'elle est appliquée à fortes concentrations (voir R. Bouillenne, *les Phytohormones* — 9, 1937).

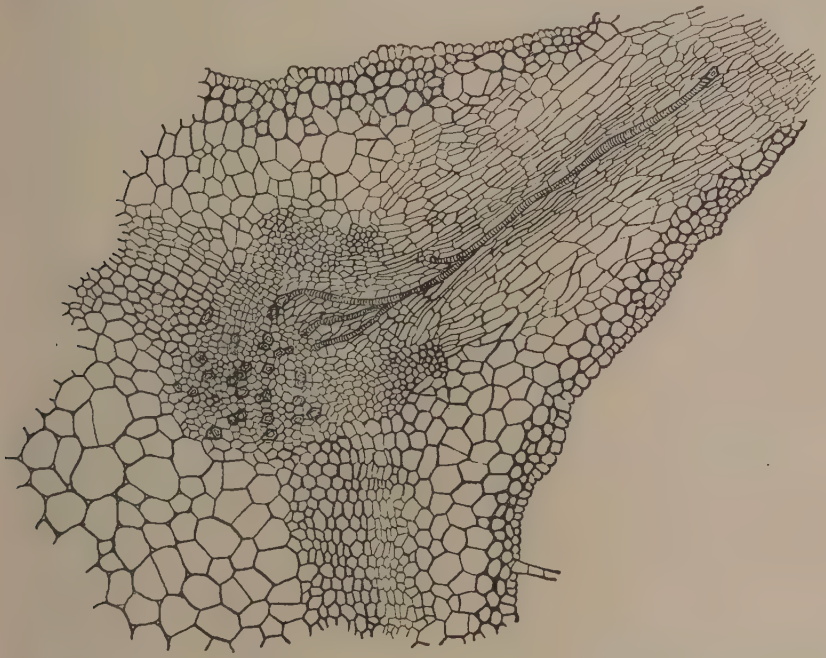


Fig. 17. — Base d'un second élément de tige, porteur d'une racine après 13 jours de traitement à l'hétéroauxine (pâte de lanoline à 3 %).

Mais à côté de cette activation du cambium, l'hétéroauxine peut également provoquer des multiplications cellulaires très localisées au sein de tissus peu évolués tels que le phloème récemment constitué, les rayons médullaires et le pseudo-péricycle, dans leurs parties en contact avec le phloème actif. Son action sur ces tissus n'est pas générale mais restreinte à certaines cellules. On ne connaît d'ailleurs pas encore les causes de la réactivité particulière de ces cellules.

L'hypothèse de travail que l'on tire nécessairement de pareils résultats est qu'il existe chez les plantes comme chez les animaux un ou plusieurs facteurs encore inconnus, dont le rôle est d'orienter la différenciation cellulaire vers la formation d'un organe à structures déterminées. L'absence ou l'épuisement de ce facteur dans un organe se traduirait par la formation d'une masse parenchymateuse ou par le fait qu'un cal ne s'organiserait pas en structure différenciée. Ce défaut d'organi-

sation fut observé par DELARGE sur *Crinum* (1935) et par R. BOUILLENNE et M. WALRAND sur les hypocotyles inanitiés d'*Impatiens Balsamina* (1938).

* * *

Nous avons tenu à confirmer cette assertion importante une nouvelle fois par l'observation anatomique d'un matériel qui nous a été fourni par Madame M. BOUILLENNE-WALRAND. (hypocotyles d'*Impatiens Balsamina*). Ces hypocotyles constituent le matériel généralement utilisé comme « root-test » dans les travaux sur les facteurs de néoformation radiculaires à l'Institut de Botanique de Liège. Ils sont dépourvus expérimentalement de cotylédons et de racines ; ils ont subi un processus d'inanition.

Lorsque ces hypocotyles sont ensuite cultivés à l'obscurité, dans une solution de saccharose à 1,5 % contenant 1 mgr % d'hétéroauxine, des racines apparaissent le long de l'hypocotyle tandis que le sommet, qui n'en porte jamais peut s'épaissir considérablement et prendre la forme d'une massue. Nous avons examiné des coupes transversales dans ce sommet épaissi. Les fig. 18, 19, 20 représentent trois de ces coupes. La première est faite à l'endroit où l'hypocotyle commence à s'épaissir. On remarque aisément dans les intervalles qui séparent les différents pôles de protoxylème, de type centripète radiculaire, sous les massifs de phloème, les divisions cellulaires qui mèneront à la formation du cambium. De plus, çà et là, et particulièrement au voisinage des éléments vasculaires, certaines cellules sont divisées abondamment.

Ces nouveaux éléments ne se sont pas encore individualisés, si bien que les contours de la cellule-mère restent nettement marqués.

La fig. 19, grâce au grandissement plus fort, permet de se faire une idée plus précise de l'importance de cette activité mitotique. Cette coupe passe approximativement par le centre de l'espèce de massue qu'est devenue l'extrémité de l'hypocotyle.

Dans ces deux coupes, l'endoderme et le péricycle sont encore visibles. L'activité mitotique est limitée au cylindre central. On ne constate aucune différenciation cellulaire.

La fig. 20 est celle d'une coupe faite à l'extrémité supérieure de l'hypocotyle. L'endoderme et le péricycle ont complètement disparu. Les multiplications cellulaires sont beaucoup plus nombreuses et elles se sont étendues au parenchyme. Certaines des cellules ainsi formées se sont différenciées en trachées mais les éléments sont dispersés et n'ont aucune liaison avec le xylème de l'hypocotyle. Il y a donc eu un début d'organisation mais cette organisation ne s'est pas poursuivie normalement. De plus R. et M. BOUILLENNE (11,1937) ont montré que ce sommet n'a jamais présenté d'organogénèse quelconque même après des mois. Ce défaut d'organisation n'est pas dû au manque d'hétéroauxine, car le milieu est renouvelé chaque jour. Ce n'est pas le manque de carbohydrate puisque la solution en contient abondamment. Enfin ce n'est pas le manque d'azote car, si on ajoute des acides aminés, l'épaississement se produit également sans différenciation ; il est même moins marqué.

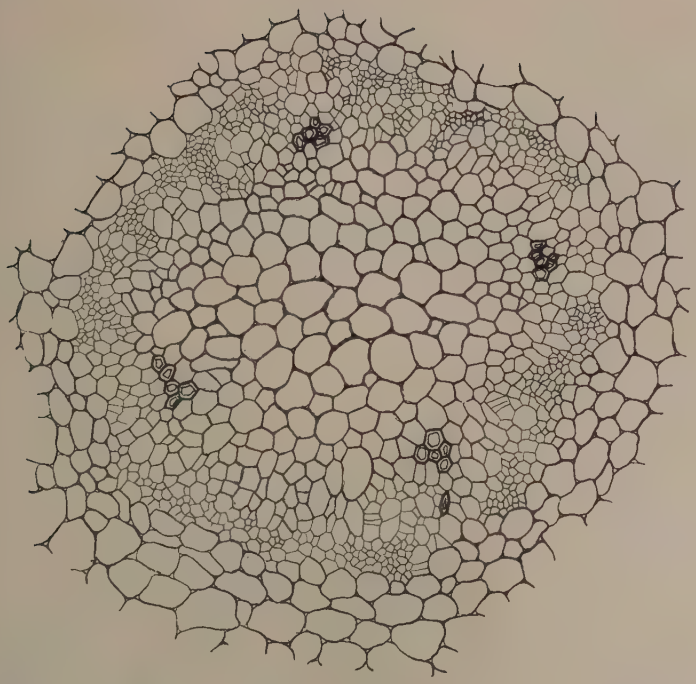


Fig. 18. — Coupe faite à la base de l'épaississement qui s'est formé au sommet d'un hypocotyle amputé de ses cotylédons et inanitié de *Impatiens Balsamina* ; il a été cultivé pendant 27 jours en solution de saccharose à 1,5 % contenant 1 mgr % d'hétéroauxine. Noter le début de la différenciation du procambium en cambium typique. On remarque certaines divisions cellulaires dans le parenchyme au voisinage des pôles de xylème et du péricycle.

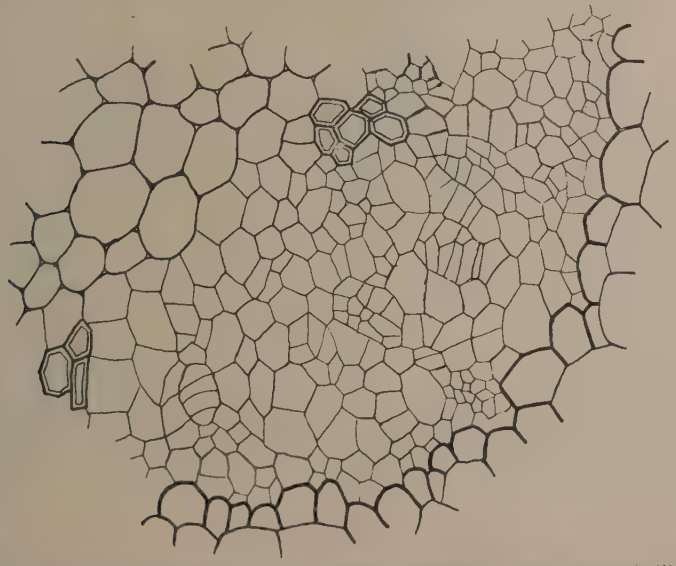


Fig. 19. — Coupe passant par le centre du même épaississement du sommet de l'hypocotyle de *Impatiens Balsamnia*. Remarquer l'abondance des multiplications cellulaires et leur curieuse disposition. Les limites des cellules-mères se distinguent encore nettement.

Il faut donc admettre qu'il existe chez les plantes comme chez les animaux un ou plusieurs facteurs encore inconnus dont le rôle est d'orienter la différenciation cellulaire vers la formation d'un organe à structure bien déterminée. L'absence de ce facteur se traduit par la formation d'une masse parenchymateuse ou d'un cal chez une plante activée par un moyen quelconque. Quel est ce facteur ? Est-ce une substance ou bien un agent externe ? Est-ce un constituant normal et invariable du protoplasme ou bien est-il fabriqué par la plante ? Dans ce cas, quel est l'organe qui le produit et quels sont les facteurs qui interviennent dans son élaboration ?

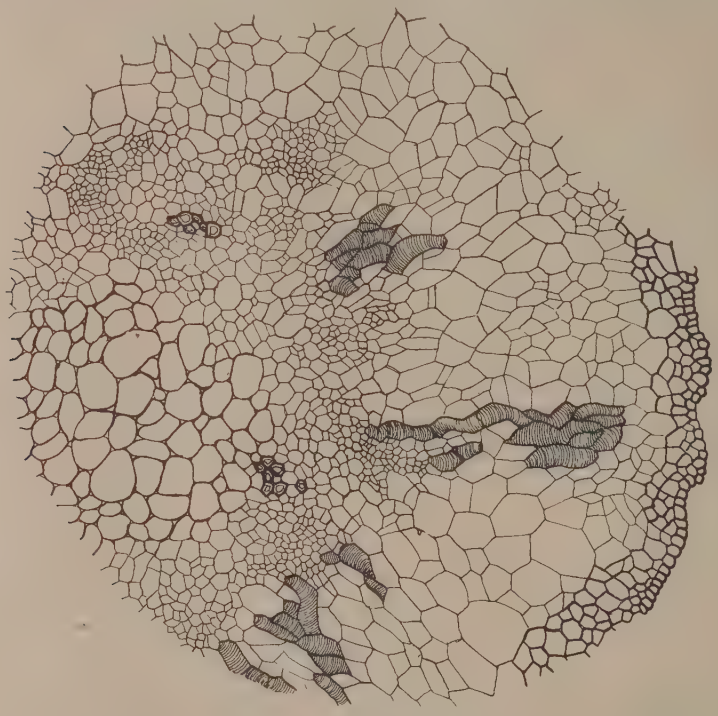


Fig. 20. — Coupe faite au sommet de cet épaississement. La différenciation de certaines cellules en trachées est intéressante ; d'autant plus que l'on a constaté que le sommet de l'hypocotyle hypertrophié n'a jamais montré la capacité de bourgeonner, même après plusieurs semaines de culture.

Toutes ces questions sont autant de problèmes que seule une étude physiologique peut éclairer.

Les recherches physiologiques dont nous donnons le détail dans les pages suivantes constituent, pour nous, une première étape dans l'étude de cet important problème.

ÉTUDE PHYSIOLOGIQUE

INTRODUCTION.

Au cours de nos recherches anatomiques, nous avons été amené à conclure que le rôle de l'hétéroauxine se limite à celui d'un activant du cambium et des multiplications cellulaires voisines. Cette substance n'intervient pas directement dans l'organisation ultérieure en structures radiculaires des massifs cellulaires d'aspect méristématique naissant normalement au sein du phloème et des rayons médullaires ; mais apparaissant en plus grande abondance grâce à son action.

Il devrait donc exister au moins un facteur dont le rôle consisterait à orienter l'évolution de ces masses méristématiques vers la formation d'une racine et non d'un bourgeon.

Les expériences de Cooper (15, 16) (1935-1938), de Went (45, 46) (1938), de R. et M. Bouillenne (12) (1938) et d'autres chercheurs ont démontré que ce facteur est substantiel. Ceci implique immédiatement une première question : cette substance est-elle un constituant normal et invariable du protoplasme ou bien est-elle fabriquée dans certains organes de la plante et transloquée ensuite vers les régions où se manifestent les néoformations de racines ?

C'est ce problème que nous tentons d'élucider au cours de recherches exposées ci-après.

* * *

I. Technique.

L'observation de notre matériel, *Coleus Blumei* Benth., var. *Triomphe de Luxembourg* (hybride), nous a montré, dans nos conditions expérimentales de lumière, température et humidité de l'air, que le premier et le deuxième « éléments de tige » d'une bouture normale ayant au moins 6 éléments, ne produisent jamais de racines, alors que le troisième et les suivants sont capables d'en former. Par conséquent, pour avoir la certitude d'être en présence d'un phénomène de néoformation de racines et non du développement de méristèmes radiculaires préformés ou sur le point de se former spontanément, nous n'avons d'autres ressources que de tenter des expériences sur le second ou sur le premier « élément de tige ».

Nous avons utilisé des boutures de même origine que celle de notre étude anatomique : quatre plantes, cultivées en pleine terre, choisies *parfaitement saines et comparables, spécialement au point de vue du nombre de racines formées au cours du bouturage.* Ces quatre plantes ont été multipliées par bouturages successifs en terre

de bruyère, comme il a été dit plus haut ; elles nous ont donné, au cours de l'année, 1938, plus de mille individus sains et vigoureux.

Chaque bouture bien enracinée consiste en une tige d'environ 15 cm. de hauteur comportant 6 éléments, y compris l'élément terminal constitué des nœuds du bourgeons et du méristème. Chaque élément, sauf l'élément terminal — le n° 1 — mesure environ 2,5 à 3 cm. et porte une paire de feuilles et 2 bourgeons axillaires. Nous préparons généralement le matériel comme suit : les feuilles et les bourgeons des 3e, 4e, 5e et 6e éléments sont enlevés au scalpel. Le premier élément est éliminé et dans ce but il est sectionné à environ 2 mm. au dessus de l'insertion de la 2e paire de feuilles. Les bourgeons axillaires du 2e élément sont également enlevés. Nous obtenons ainsi une bouture dont la Fig. 21 donne la représentation.

Fig. 21. — Bouture préparée, comprenant 6 éléments de tige et 2 feuilles sur le 2me élément sommet enlevé, amputation des bourgeons axillaires aux 2me, 3me, 4me, 5me, 6me éléments et des feuilles des 3me, 4me, 5me et 6me éléments).

Au moment de l'expérience, selon les cas, les boutures sont repiquées dans 2 milieux : 1° sable du Rhin arrosé chaque jour 2 fois d'une solution de Knop.

2° un milieu liquide : la solution de Knop. Ce milieu est renouvelé tous les deux jours.

Les boutures séjournent pendant 8 jours à la lumière solaire dans une couche construite dans une serre, spécialement aménagée à cet effet (voir technique bouturage, p. 151).

Ce laps de temps est nécessaire au rétablissement de l'équilibre métabolique altéré par les ablations subies.

Nos recherches en lumière solaire se poursuivent dans les mêmes conditions expérimentales que celles précisées ici. Pour les expériences faites à l'obscurité complète nous disposons d'une cave étanche aménagée de telle sorte que nous avons pu y créer et y maintenir des conditions de température et d'humidité atmosphérique, identiques à celles de la couche.

En ce qui concerne l'expérimentation par l'hétéroauxine, les méthodes et les concentrations varient selon l'endroit sur lequel cette substance doit être appliquée. Quand le traitement est fait par la base de la bouture, nous employons une solution d'hétéroauxine d'une concentration de 2 milligr. pour mille dans l'eau distillée. La durée du traitement varie selon les expériences. Elle sera précisée en temps utile.

Quand l'application doit se faire sur le deuxième élément de tige, nous employons la méthode des pâtes à la lanoline préconisée par Laibach (22, 23, 24, 25) (1935). Seule cette méthode permet une localication suffisante du traitement.

Dans une expérience préliminaire nous avons déterminé la concentration optimale de l'hétéroauxine en pâte.

Nous avons noté que la pâte à 3 % d'hétéroauxine, utilisée précédemment par Harrisson (21) (1938) sur *Iresine*, donne les résultats les plus rapides et les plus constants, sans nuire à la santé de la plante. C'est donc cette concentration que nous avons adoptée dans les expérimentations ultérieures.

Cette pâte à 3 % d'hétéroauxine est obtenue de la manière suivante. Nous pesons 60 milligrammes d'acide indole-3-acétique de Merck, dans un verre de montre. Nous versons ensuite 1 cm^3 d'eau distillée. Une partie de l'hétéroauxine se dissout, le reste surnage. Nous ajoutons alors 1 cm^3 de lanoline préalablement chauffée à 50° C. Nous mêlons soigneusement au moyen d'un agitateur de verre, pendant une dizaine de minutes. La solution et la lanoline forment alors une émulsion d'un blanc jaunâtre suffisamment consistante pour être appliquée sur une tige verticale sans couler le long de celle-ci, mais aussi sans nécessiter, lors de son application, une pression susceptible de blesser les tissus.

Cette pâte est appliquée en anneau sur le 2e élément de tige, à 2 ou 3 millimètres au-dessous de l'insertion des feuilles, ce qui présente le grand avantage d'éviter la courbure épinastique très accusée que provoque toujours l'application unilatérale de la pâte.

Au cours de nos recherches nous avons été amené à préciser le rôle joué par des facteurs tels que les carbohydrates et les acides aminés dans la néoformation des

racines. Les concentrations utilisées sont 1,5 % ou 3 % pour le saccharose et 0.002 % pour les acides aminés.

Nous avons utilisé diverses méthodes pour l'application de ces substances. Nous les détaillerons pour chaque expérience.

Chacun des essais dont nous donnons les résultats dans ce travail a été répété plusieurs fois. Nous avons toujours obtenu des résultats du même ordre. L'ensemble de nos recherches a nécessité l'utilisation de plus d'un millier de boutures.

II. Recherches préliminaires.

Nous avons, en appliquant l'hétéroauxine sur le 3e élément de tige, réalisé une expérience semblable à celle faite par Laibach (22 et suiv.) en 1935 ; mais nous avons utilisé de l'hétéroauxine en plus forte concentration.

Nous avons préparé des plantes enracinées dans du sable humide. Elles comportent toutes 6 éléments de tige dont les 3 premiers ont été laissés intacts et les 3 derniers ont été expérimentalement dépourvus de leurs feuilles et de leurs bourgeons axillaires.

Ces plantes sont cultivées à la lumière solaire, sous couche, dans les conditions précisées plus haut (Technique). L'air de la couche est renouvelé chaque jour par une aération d'une heure. Les plantes sont arrosées quotidiennement, à la même heure, à l'eau de la distribution.

Les plantes sont partagées en 3 séries.

1re *série :* Les plantes ne subissent aucun traitement.

2e *série :* Chaque plante reçoit sur le 3e élément de tige, une pâte constituée uniquement de lanoline pure et d'eau distillée en parties égales,

3e *série :* Chaque plante subit un traitement à l'hétéroauxine. Ce traitement est administré sur le 3e élément de tige à 2 ou 3 mm. au-dessous du niveau de l'insertion de la 3e paire de feuilles, sur une des 2 faces sans feuille. La pâte est appliquée en une couche de 6 à 5 mm. de longueur et de 2 mm. d'épaisseur sur toute la largeur de cette face.

Cette expérience commencée le 20 janvier 1938 est terminée le 20 février.

Après un mois d'expérience les témoins ont formé 2 nouveaux éléments de tige. Les plantes traitées à l'hétéroauxine n'en ont formé qu'un (voir Fig. 22).

Toutes les plantes, témoins et sujets traités à l'hétéroauxine, portent des racines adventives sur les 4e, 5e et 6e éléments de tige.

Toutes les plantes traitées présentent des racines et des modifications importantes au niveau du 3e élément de tige — alors que 2 plantes témoins seulement sur 20, y ont formé une racine après 1 mois d'expérience. Une courbure de la tige apparaît au niveau de la pâte déjà après quelques heures. Ce phénomène d'épinastie s'accentue rapidement jusqu'à atteindre après 3 jours, un angle de 90°. Il se produit dans la direction opposée à la face traitée.

Les premières néoformations radiculaires pointent 6 jours après l'application

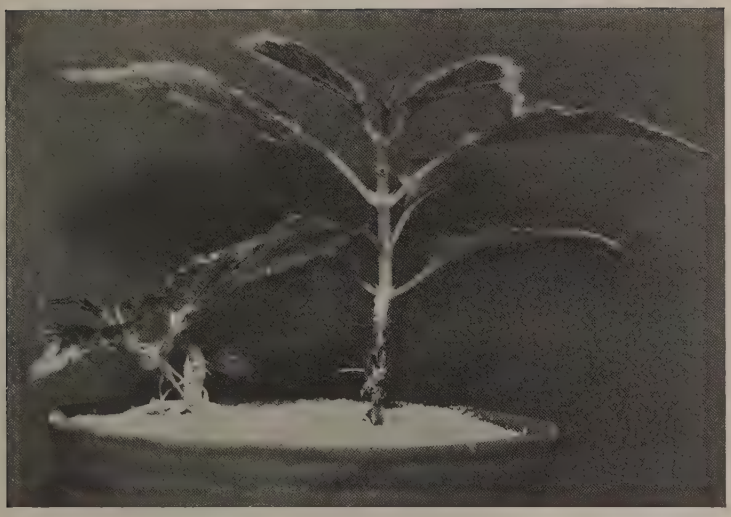


Photo Sauveur.

FIG. 22. — Boutures, constituées de 6 éléments de tige de *Coleus Blumei*, faites à la lumière, sous couche, sur sable du Rhin ; à dr. témoin ; à g. traitement du 3e élément, à la pâte de lanoline et hétéroauxine (3%), unilatéralement.

Photo Sauveur.

FIG. 23.— Bouture traitée par la pâte à hétéroauxine (3%) sur le 3e élément. Après 14 jours, prolifération intense des tissus de la tige à l'endroit d'application, formant un *pseudo-cal*, qui en effet se révèle anatomiquement comme constitué de racines, serrées les unes contre les autres voire soudées, à l'endroit de l'application de la pâte.

Photo Sauveur.

FIG. 24. — Bouture de la Fig. 23, après 20 jours. La présence de racines est indiscutable. Ces racines se mettent à pousser normalement dès qu'elles ne sont plus en contact avec la pâte à hétéroauxine.

de l'hétéroauxine, elles sont surtout fréquentes le long des arêtes, au contact de la pâte. Celle-ci a pris une légère coloration orangée qui s'accentuera dans la suite. Le dixième jour, 13 racines en moyenne sont nettement visibles.

Le 14e jour une énorme boursoufflure se montre sur les plantes traitées, à l'endroit où nous avons appliqué la pâte. De prime abord, elle pourrait être prise pour un cal. A la loupe nous distinguons cependant qu'elle est constituée par des racines serrées les unes contre les autres et même soudées (voir Fig. 23).

Après 18 à 20 jours, ces racines présentent un développement individuel normal (voir Fig. 24).

Après un mois de traitement, le 3e élément de tige porte en moyenne 26 racines parfaitement constituées d'une longueur maximale d'environ 10 cm.

L'étude anatomique montre, après 3 jours de traitement, une structure comparable à celle de la Fig. 13 ; après 5 jours, voir celle de la Fig. 15.

Après 18 à 20 jours, les *pseudo-cals* révèlent, en coupe, que chacune des racines a son organisation interne propre et typique ; les parenchymes corticaux sont soudés, mais la soudure n'intéresse que ce tissu ; le parenchyme cortical est constitué de cellules en voie de division active tangentiellement à la circonférence de la racine. Il est anormalement épaissi, surtout dans sa partie qui est en contact avec la pâte. Les racines dont l'extrémité a réussi à sortir de la pâte et n'est plus en contact avec l'hétéroauxine, poursuivent un développement à structure normale. Leur croissance n'apparaît plus inhibée et leur allongement est rapide.

En résumé :

L'hétéroauxine à 3 % appliquée sous forme de pâte à la lanoline, sur le 3e élément de tige d'une bouture enracinée de *Coleus* qui en compte 6 en tout :

1° retarde la formation d'éléments de tige nouveaux (le témoin forme 2 éléments en un mois, le sujet traité n'en forme qu'un).

2° provoque après 6 jours l'apparition de racines sur le 3e élément qui n'en forme normalement que très peu ou pas du tout et dans tous les cas seulement après un long temps.

3° détermine à partir du 14e jour, à l'endroit où elle est appliquée, la formation de ce qui est un « pseudo-cal », constitué par l'épaississement excessif des parenchymes corticaux d'un ensemble de primordium radiculaires, parenchymes qui peuvent être soudés les uns aux autres.

4° arrête momentanément le développement normal de ces germes radiculaires.

Cet arrêt ou plutôt ce ralentissement considérable de la croissance des jeunes racines se manifeste tant que leur méristème est en contact avec l'hétéroauxine. Dès que celui-ci a réussi à percer la couche de pâte, son développement redevient normal.

Donc, le contact de l'hétéroauxine, après avoir favorisé la formation de nombreux méristèmes radiculaires inhibe leur développement, ce qui est bien connu. De plus, elle produit dans l'organisation de leur structure interne de telles pertur-

bations que les primordium radiculaires se soudent entre eux et que l'ensemble qu'ils constituent prend l'aspect d'un pseudo-cal.

Remarques.

Nous avons montré dans notre étude anatomique que dans la plante normale, les divers éléments font apparaître spontanément et progressivement de bas en haut des masses cellulaires en voie de division active. Ce phénomène est considérablement accentué par l'application d'hétéroauxine.

Ces masses en se développant peuvent donner naissance à des primordium radiculaires. En effet, dans nos essais à la lumière, la différenciation de la structure des racines se réalise généralement. Elle peut cependant ne pas se produire, comme nous l'avons dit. Néanmoins dans certaines conditions encore inconnues, elles peuvent ou bien rester dans cet état, ou bien après un temps d'arrêt plus ou moins long donner naissance à des racines.

Dans ces conditions, la question de savoir si les protubérances sont réellement un cal constitué de tissus conjonctifs qui ne se différencieront pas ou bien s'il est un pseudo-cal, avec structures de racines ébauchées, ne peut être tranchée que par une étude anatomique comme celle que nous avons faite.

Signalons que Laibach dans ses expériences de 1935 (22 et suiv.) a lui aussi constaté la formation de protubérances dont certaines n'évoluent pas en racines. Malheureusement, il n'en a pas fait l'anatomie de sorte qu'il est impossible de porter un jugement définitif sur la vraie nature de ses masses.

Dans notre expérience il n'y a pas eu formation d'un cal typique. L'organisation de masses méristématiques en structures de racines s'est produite dès leur apparition. Les primordium radiculaires se sont développés normalement jusqu'à leur arrivée au contact de l'hétéroauxine. A ce moment la division cellulaire considérablement accélérée a produit des déformations par épaississement accentué des pointes radiculaires.

Delarge (1939, 18) a constaté ce phénomène sur les méristèmes de racines cultivées in-vitro.

De même que Laibach (l. c.) (1935) a mis en évidence que la formation d'un cal ne précède pas invariablement l'apparition des racines, de même la prolifération que nous avons observée sur la plupart des plantes traitées à l'hétéroauxine au cours de cette expérience n'est pas un phénomène constant.

Dans une expérience analogue à celle-ci, réalisée en fin mars-avril, c'est-à-dire un mois après, une légère boursoufflure seulement s'est manifestée sous la pâte, le 14^{e} jour, mais n'a pas pris l'extension de celle que nous avons observée en janvier-février. Elle avait produit, dès le 16^{e} jour une touffe de racines. A partir de cette date, la présence d'une boursoufflure considérable n'a plus été constatée sur notre matériel jusqu'à la fin du mois d'août.

Il serait intéressant de comparer les dates auxquelles ont été réalisées ces premières expériences et celles où Laibach (l. c.) (1935) a travaillé.

Il ressort de nos essais que la formation des cals ou des pseudo-cals est d'autant moins fréquente que l'expérimentation a lieu plus avant dans la bonne saison. La température et l'humidité de l'air ne peuvent intervenir puisque les plantes sont cultivées dans des conditions expérimentales constantes. Il semble que la variation saisonnière de la lumière puisse être considérée comme un facteur important dans cette question.

Il conviendrait donc d'étudier l'influence de cette variation (intensité et qualité).

De plus, l'état physiologique dans lequel se trouvent des tissus au moment où ils subissent le traitement à l'hétéroauxine nous paraît avoir une signification digne d'intérêt. En effet, normalement le 3e segment utilisé passe progressivement à l'état du 4e, puis du 5e, etc., à mesure que de nouveaux segments se constituent au sommet de la tige et que ses tissus vieillissent. Or ce 3e segment qui ne forme que très peu de racines lorsqu'il est le 3e, en fait apparaître normalement beaucoup lorsqu'il devient le 6e.

Il est bien évident que dans ces conditions, *l'action de l'hétéroauxine ne peut être autre que celle de hâter un phénomène qui se produirait spontanément plus tard dans les mêmes tissus.* Cette question des âges physiologiques caractéristiques successifs par lesquels passe un végétal ou un tissu a été mise en évidence par les travaux de nombreux chercheurs parmi lesquels Lysenko (28, 1932, 1934), Van der Lek (26, 27, 1925-1930), Rogenhofer (32, 1936), R. Bouillenne (7, 1928), Bouillenne et Demaret (10, 1935).

A la suite de ces remarques nous avons décidé :

1° de prendre dorénavant non plus le 3e élément mais bien le 2e élément de tige afin de traiter des tissus qui soient d'âge physiologique plus jeune et qui soient plus éloignés des conditions produisant normalement des formations de racines.

2° de tenter de préciser les facteurs dépendant de la lumière, qui sont en rapport soit avec la formation des cals soit avec la différenciation des racines.

Les facteurs dépendant de la lumière doivent être envisagés sous plusieurs aspects parmi lesquels nous distinguerons d'une part l'influence du nombre de feuilles et d'autre part l'influence de l'intensité de lumière frappant ces feuilles. Dans notre programme nous nous attacherons : 1° à examiner le rôle de la présence de 2, 1 et 0 feuilles ; 2° à comparer les phénomènes qui se produisent à la lumière solaire et à l'obscurité.

III. Influence du nombre des feuilles.

Nous prélevons sur les plantes-mères standardisées 42 boutures comprenant 6 éléments. Nous leur faisons subir le traitement préalable que voici (voir fig. 21) :

1° ablation du 1er élément,

2° ablation de tous les bourgeons axillaires,

3° ablation de toutes les feuilles, sauf la paire du 2e élément.

Ces pousses, toutes pareilles, sont plantées dans du sable du Rhin, préparé comme il a été indiqué plus haut.

Elles sont cultivées en lumière solaire, sous couche. Nos expériences ne commencent que 6 jours après ce traitement, alors que toutes les boutures sont déjà enracinées et que l'on peut considérer comme rétabli leur équilibre métabolique.

Avec le matériel préparé, nous formons des séries qui nous permettront de comparer l'action de l'hétéroauxine sur des plantes ayant 2 feuilles, 1 feuille et 0 feuille (séries 1, 2, 3).

La pâte d'hétéroauxine (3 % dans lanoline) est appliquée en anneau pour éviter l'épinastie des tiges, sur le 2e élément de tige, à 3 mm. environ sous l'insertion des feuilles, en une couche de 5 à 6 mm. de haut et de 2 mm. d'épaisseur.

Ensuite, afin de faire, dans le rôle des feuilles, la part qui revient à la photosynthèse des carbohydrates et celle qui pourrait être dûe à d'autres facteurs, en plus de l'hétéroauxine, nous administrons aux plantes n'ayant qu'une feuille ou n'en possédant plus du tout, une solution de saccharose purissime à 1,5 % (séries 4 et 5). Ce traitement se fait par la section du pétiole de l'une ou des 2 feuilles du 2me élément au moyen du dispositif suivant. (voir Fig. 25).

Fig. 25. — Dispositif utilisé en vue de donner aux boutures traitées à l'hétéroauxine et privées de une ou de deux feuilles un appoint de saccharose purissime.

Un tube de verre de 3 cm. de section est coudé et effilé à un bout afin d'obtenir un orifice de 2 à 3 mm. de diamètre à l'extrémité de la branche horizontale.

Ce tube est soudé à un support également en verre, celui-ci est planté dans le sable du pot qui contient la bouture enracinée.

On introduit dans l'orifice étroit du tube la nervure médiane et le pétiole d'une feuille dont on a enlevé le limbe. L'orifice est ensuite bouché par une couche de paraffine fondant à 32° C. ce qui assure l'étanchéité du dispositif.

La partie large du tube constitue le réservoir dans lequel on verse avec toutes les précautions d'asepsie nécessaires 5 cm^3 de solution de saccharose renouvelé tous les 2 jours.

L'expérience est réalisée à la lumière solaire, sous couche. Elle commence le 15 mars 1938 et se termine le 21 avril. Nous organisons donc les séries suivantes (toutes traitées à l'hétéroauxine sur le 2me élément).

1re *série* : 9 boutures conservant 2 feuilles.
2e *série* : 9 boutures conservant 1 feuille.
3e *série* : 6 boutures sans feuille.
4e *série* : 9 boutures conservant 1 feuille et recevant du saccharose par la section du pétiole de l'autre feuille (fig. 25 et fig. 29).
5e *série* : 9 boutures sans feuille, mais recevant du saccharose par la section du pétiole des 2 feuilles du 2e élément.

Chaque série compte 3 témoins recevant sur le 2e élément un anneau de pâte de lanoline hydratée.

Dans ces conditions, à la fin de l'expérience, les témoins n'ont pas formé de racine ni sur le 2e, ni sur le 3e élément de tige.

Les plantes traitées nous donnent les résultats exposés au tableau I et à la Fig. 31.

TABLEAU I.

Action de l'hétéroauxine (pâte à 3 %), par rapport au nombre de feuilles avec ou sans addition de saccharose purissime 1,5 %.

Série	Boutures standardisées de 6 éléments de tige munies de :	Nombre de racines					
		Témoins	Après 9 jours	Témoins	Après 14 jours	Témoins	Après 21 jours.
I.	2 feuilles, moyenne sur 5	0	55 (7) { 49 / 64 }	0	68 (70) { 49 / 79 }	0	87(78) { 65 / ± 6,2 / 115 }
II.	1 feuille, moyenne sur 6	0	52 (6) { 40 / 65 }	0	59 (60) { 43 / 74 }	0	66(75) { 43 / ± 5,2 / 83 }
III.	0 feuille, moyenne sur 3	0	49 (6) { 47 / 50 }	0	50 (10) { 47 / 50 }	0	54(15) { 47 / ± 3 / 59 }
IV.	1 feuille + saccharose 1,5 %, moyenne sur 4.	0	64(79) { 57 / 71 }		80 (65) { 70 / 94 }	0	97(70) { 79 / ± 7,4 / 119 }
V.	0 feuille + saccharose 1,5 %, moyenne sur 5.	0	56 (4) { 49 / 63 }	0	68 (15) { 59 / 77 }	0	72(20) { 59 / ± 3 / 82 }

(Les chiffres compris dans les accolades concernent les nombres minimum et maximum de racines. Les chiffres entre parenthèses indiquent la longueur en mm. de la plus longue racine qui était formée sur chaque individu. Dans chaque série, nous avons écarté les boutures qui ont souffert de la manipulation).

Cette expérience nous montre que le nombre de racines formées par l'action de l'hétéroauxine sur le 2e élément d'une bouture enracinée dépend du nombre de feuilles présentes sur la tige et d'un appoint de saccharose.

Le rôle du nombre des feuilles est démontré clairement après 21 jours par les résultats (2 feuilles = 87 racines) (1 feuille = 66 racines) et (0 feuille = 54 racines) (fig. 26, 27, 28).

Cependant, après 9 jours, on observe déjà un assez grand nombre de racines dans ces trois cas précités. Ce qui est important, à notre avis, c'est que les racines sont à peu près également nombreuses (2 feuilles = 55 racines), (1 feuille = 52 racines) et (0 feuille = 49 racines).

Donc au début de l'expérience le nombre des feuilles laissées sur la tige n'a pas d'influence appréciable sur le nombre de racines, en d'autres termes l'action de l'hétéroauxine est très approximativement la même partout. Mais après 9 jours, d'un côté le nombre des racines n'augmente plus sensiblement dans la série sans feuille ; de l'autre, cette augmentation est nette dans les deux autres séries et se marque à l'avantage de la série à deux feuilles qui, au 21e jour, a produit en moyenne 21 racines de plus que la série à une seule feuille et celle-ci 12 de plus que la série sans feuille.

L'explication de ce comportement est simple.

Pendant les 9 premiers jours les plantes de chacune des séries utilisent, sous l'action de l'hétéroauxine, le bagage des diverses substances que contenaient les tiges au départ de l'expérience. Ces boutures standardisées ont au début approximativement les mêmes quantités de substances actives dans la rhizogenèse. *Mais dès que ces substances ont été utilisées, la tige réagit à l'hétéroauxine au prorata de ce qu'elle reçoit des feuilles.*

Ces subtances peuvent être de deux sortes : ou bien nutritives ou bien organogenétiques. A ce point de vue examinons le rôle du saccharose.

Les séries IV (1 feuille) et V (0 feuille) reçoivent un excès de saccharose purissime à 1 1/2 % (fig. 29 et 30) par la section du pétiole de l'une ou des deux feuilles du 2e élément.

Le saccharose augmente considérablement le nombre des racines formées dans ces deux dernières séries. Le tableau I le montre. Ce nombre est dès le début plus grand que dans les séries correspondantes qui ne reçoivent pas de saccharose.

Le saccharose permet aux boutures des séries comparables quant au nombre de feuilles, de produire un nombre de racines plus grand que celui qu'elles sont capables de former sans traitement avec sucre.

Ainsi (Voir tableau II), après 21 jours, les boutures sans feuille manifestent :

sans sucre : 54 racines
avec sucre : 72 racines

ce qui fait que le saccharose est responsable de 18 racines.

Après 21 jours, les boutures avec 1 feuille manifestent :

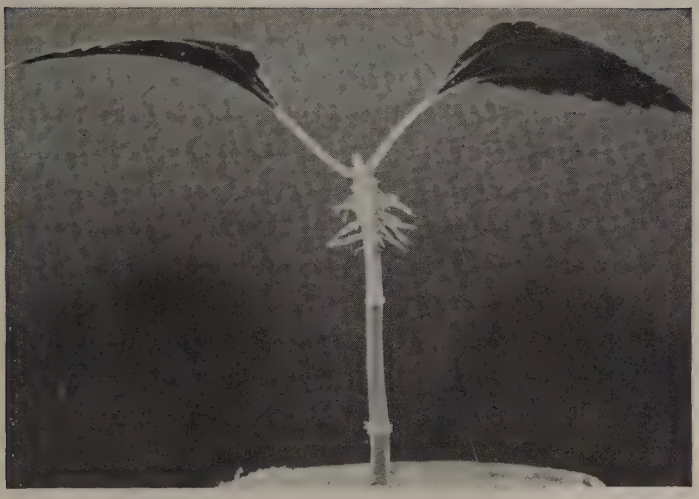


Photo Sauveur.

FIG. 26. — Bouture de *Coleus*, ayant conservé les 2 feuilles de l'élément 2, traitée à l'hétéroauxine sur cet élément : 87 racines en fin d'expérience.

Photo Sauveur.

FIG. 27. — Bouture de *Coleus*, ayant conservé une seule feuille de la paire de l'élément 2, traitée à l'hétéroauxine : 66 racines en fin d'expérience.

Photo Sauveur.

FIG. 29. — Bouture de *Coleus* traitée à l'hétéroauxine, ayant conservé une seule feuille de la paire de l'élément 2. La feuille supprimée est remplacée par un dispositif laissant diffuser par son pétiole une solution de saccharose purissime à 1,5 %.

Photo Sauveur.

FIG. 28. — Bouture de Coleus n'ayant conservé aucune feuille, traitée à l'hétéroauxine : 54 racines en fin d'expérience.

FIG. 30. — Bouture de *Coleus*, traitée à l'hétéroauxine. Les 2 feuilles de l'élément 2 sont supprimées. Elles sont remplacées chacune par un dispositif, comme Fig. 29.

TABLEAU II.

Comparaison des résultats moyens du tableau I après 21 jours.

1 feuille + saccharose : 97 racines (± 7,4). ——→	1 feuille sans saccharose : 66 racines (± 5,2) ——→	Effectivité du saccharose en présence d'une feuille 97 — 66 = 31 racines.
↓	↓	
0 feuille + saccharose : 72 racines (± 3). ——→	0 feuilles sans saccharose : 54 racines (± 3) ——→	Effectivité du saccharose en l'absence de feuille. 72 — 54 = 18 racines.
↓	↓	
Effectivité d'une feuille en présence de saccharose : 25 racines. ———	Effectivité d'une feuille sans appoint de saccharose : 12 racines. ———→	Supplément de racines dû à l'action simultanée du saccharose et d'une feuille : 13 racines.

sans sucre : 66 racines
avec sucre : 97 racines

ce qui fait que le saccharose est responsable de 31 racines.

Nous constatons cependant que le saccharose est plus effectif dans le cas de la présence d'une feuille d'une quantité équivalente à 31 — 18 = 13 racines en moyenne.

Si maintenant nous comparons les plantes de la série IV munies d'une feuille et de saccharose et celles de la série V sans feuille avec saccharose, nous constatons que la présence d'une feuille provoque par rapport aux plantes sans feuille un supplément de 25 racines.

Ce supplément de 25 racines obtenu avec sucre est à mettre en parallèle avec l'expérience sans saccharose, où nous avons vu que la présence d'une feuille donne 12 racines de plus que sans feuille.

Le saccharose doit être tenu responsable de la formation de 25 — 12 = 13 racines en moyenne de plus que lorsque la tige n'en a pas un excès à sa disposition mais à condition qu'une feuille soit présente.

Qu'il s'agisse des expériences avec sucre ou sans sucre, la présence d'une feuille marque son influence. Il est clair que le sacharose en excès n'a pas la même action quantitative sur le nombre des racines lorsque les boutures sont munies d'une feuille ou en sont dépourvues.

A notre avis, au départ, le sucre est un facteur limitant dans les boutures (R. BOUILLENNE et WENT, 1933). Donné en excès, il met en évidence les potentialités radiculaires propres à chaque série de boutures mais il ne cache pas le rôle de la feuille. Il agit en quelque sorte comme un révélateur de ce que l'unique feuille

apporte au 2e élément comme possibilité de rhizogenèse. Possibilité qu'il ne met pas en évidence lorsque la feuille est absente, toutes autres conditions étant pareilles.

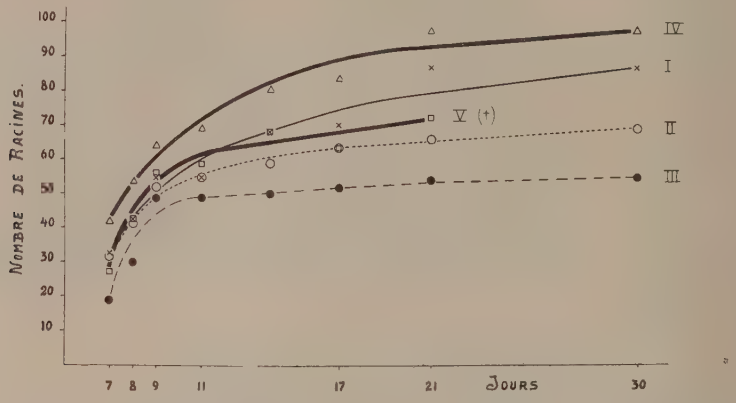


Fig. 31. — Diagramme montrant l'influence du nombre des feuilles, avec ou sans appoint de saccharose purissime, sur le nombre de racines produit par un traitement à l'hétéroauxine. Les boutures de la série V meurent après 21 jours d'expérience.

Nous pouvons donc conclure que, *en présence d'une même quantité d'hétéroauxine,* le nombre de racines formées sur le 2e élément d'une bouture *cultivée à la lumière* est en fonction du nombre de feuilles présentes sur la tige et d'un appoint de saccharose. L'influence de la feuille reste évidente, même si les boutures reçoivent ce supplément de saccharose.

* * *

En ce qui concerne la longueur des racines formées sur les individus des différentes séries, les résultats obtenus présentent également un grand intérêt. Nous avons tenu compte dans chaque individu de la longueur de la plus longue racine qui a été formée.

Après le 2e jour, dans les séries I, II et IV (qui portent au moins une feuille) la taille des racines est nettement supérieure à celle que l'on mesure dans les séries III et V (pas de feuille).

Dans les cas des séries à une feuille, on voit qu'avec ou sans sucre la longueur des racines reste la même (75-70 mm.). Dans le cas de plantes sans feuille également, même lorsque le sucre est administré à double dose (15 mm.-20 mm.).

Mais, quand on compare la longueur atteinte, en présence de sucre, par les racines des plantes sans feuille ou munies d'une feuille (respectivement 20 mm. et 70 mm.) on se rend clairement compte que la feuille doit jouer un autre rôle que celui de

fournisseur de sucre. Ce rôle en ce qui concerne la longueur est éclairci depuis les expériences de Bonner (1937) (3, 4, 5, 6) qui ont montré que les racines cultivées in vitro ne peuvent s'allonger qu'en présence de vitamine B^1 et celles de Bouillenne (1938) (12) confirmant ces résultats sur hypocotyles inanitiés de *Impatiens Balsamina*.

Au cours de cette expérience, les boutures de *Coleus* ont été maintenues dans des conditions optimales (lumière, humidité, température). Les résultats du traitement étaient donc une expression à la fois de la mise en expérience et de l'acquit obtenu par ces plantes pendant leur végétation précédente.

IV. Influence de la lumière.

Un vaste lot de boutures a été traité à l'hétéroauxine et mis ensuite d'une part à la lumière solaire, en serre, sous couche et d'autre part à l'obscurité dans une cave dont les conditions de température et d'humidité sont les mêmes que celles de la couche.

Ce lot de boutures a subi une préparation préalable sur laquelle nous allons attirer l'attention.

En effet, à la suite de l'expérience précédente nous avons été amené à conclure que le nombre de racines apparues sur les boutures dépendait non seulement du traitement mais aussi du « bagage » de substances obtenu par ces plantes en cours de leur végétation antérieure. Dans ces conditions, avant la mise en expérience, toutes les boutures subissent un processus d'inanition réalisé d'après la technique de R. Bouillenne (1933) :

Toutes les boutures sont plantées dans du sable ; elles sont placées pendant 8 jours à l'obscurité complète et arrosées d'une solution de Knop diluée 3 fois.

Le 8e jour, on les prépare pour l'expérimentation, de manière qu'elles ne portent plus que les feuilles du 2e élément de tige ainsi que le pétiole de l'une des 2 feuilles du 3e élément.

C'est ce pétiole que l'on introduit dans le réservoir du dispositif et qui assure l'alimentation en sucre de la bouture (fig. 25).

Après cette amputation et cet apport de sucre les plantes sont laissées dans cet état pendant 4 jours encore, à l'obscurité, afin de leur permettre de rétablir éventuellement un métabolisme normal.

Ainsi donc, après 12 jours d'obscurité complète, le traitement à l'hétéroauxine commence sur ces boutures qui toutes ont reçu du sucre depuis 4 jours et continueront à en recevoir. Ce traitement a été fait le 5 avril. L'application de la pâte à 3 % d'hétéroauxine dans la lanoline se fait au niveau du 2e élément de tige comme précédemment. Sur les boutures témoins, on applique de la même façon de la pâte faite de lanoline et d'eau distillée. Les boutures sont réparties en trois séries :

1re *série* : Témoins sans hétéroauxine ; les individus sont placés, en nombre égal, à la lumière et à l'obscurité.

2e *série* : 6 boutures placées à la lumière solaire (hétéroauxine).

3e série : 6 boutures placées à l'obscurité (hétéroauxine).

Les résultats sont consignés dans le tableau III.

TABLEAU III.

Action de l'Hétéroauxine à la lumière et à l'obscurité.

Les boutures standardisées (2 feuilles) ont été préalablement inanitiées pendant 12 jours, mais ont cependant subi un traitement au saccharose en excès pendant les 4 derniers jours de l'inanition.

Ce traitement au saccharose est prolongé pendant toute la durée de l'expérience. Le signe † désigne les plantes mortes ou mourantes.

Processus d'inanition pendant 12 jours	Jours après l'application de l'hétéroauxine :	Racines sur le 2me élément		
		7 jours	9 jours	15 jours
Après 8 jours, traitement au saccharose jusqu'à la fin	1re Série. Témoins 12 boutures — Lumière	0	0	0
	1re Série. Témoins 12 boutures — Obscurité	0	0	0
	2e série Lumière solaire 6 boutures	26,25,25 22,32,22 Moy. : **25**	37,42,33 24,36,30 Moy. : **32**	47,37,49 28,38,41 Moy. : **40**
	3e Série Osbcurité (6 boutures)	0, 0, 3 6, 0, 0 Moy. : **3**	†2, 6,12 15, 8,†0 Moy. : **10**	†2, 6,12 19, 9,†0 Moy. : **12**

Les témoins à la lumière et à l'obscurité ne forment pas de racines sur le 2e élément de tige.

L'hétéroauxine déclanche des racines sur le 2e élément à l'obscurité comme à la lumière. Mais il est important de considérer le nombre de racines apparues.

Dans les deux conditions, le nombre des racines augmente assez rapidement jusqu'au 9e jour. Ensuite, les boutures à l'obscurité qui, grâce à l'administration de saccharose restent parfaitement saines et gardent les feuilles en excellent état, ralentissent considérablement la formation des racines tandis que les boutures cultivées à la lumière continuent à en accroître le nombre de manière régulière et rapide (voir Fig. 32).

Au 15e jour, les boutures cultivées à la lumière portent 3,5 fois plus de racines que les plantes maintenues à l'obscurité (moyenne 40 à la lumière ; moyenne 12 à l'obscurité).

Ainsi donc, si nous comparons ce résultat avec celui obtenu précédemment (voir page 178), où les boutures, munies de 2 feuilles traitées à l'hétéroauxine, à la lumière sans sucre, ne sont pas préalablement inanitiées et où nous avons observé 68 racines après 14 jours, nous constatons que malgré l'administration de sucre en excès :

1° le processus d'inanition, préalable au traitement à l'hétéroauxine, enlève aux boutures cultivées à la lumière un potentiel important de néoformation : de 68 à 40 ;

2° l'absence de lumière après l'inanition fait tomber encore plus bas ce potentiel : de 68 à 12.

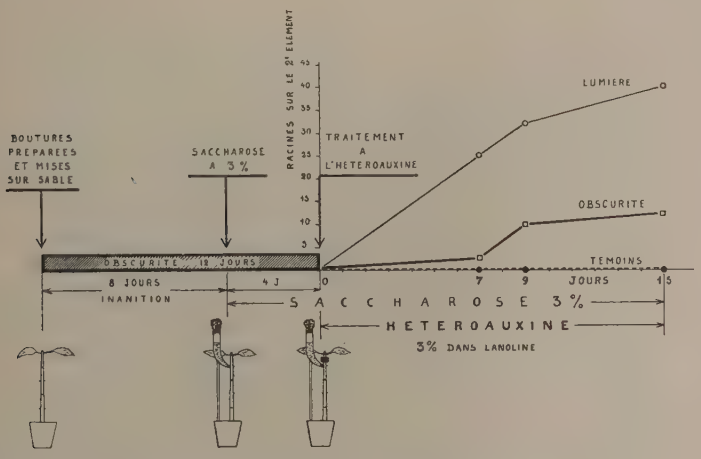


FIG. 32. — Diagramme montrant l'action rhizogénique de l'hétéroauxine, à la lumière et à l'obscurité, sur des boutures ayant préalablement subi le processus d'inanition à l'obscurité et étant alimentées par une solution de saccharose purissime à 1,5%

Il en résulte que lorsqu'on diminue par le processus d'inanition, le bagage substantiel que portent les tiges au départ de nos expériences, l'hétéroauxine se révèle nettement moins active. Elle manifeste à nouveau son pouvoir rhizogénique lorsque les feuilles se trouvent à la lumière. *La lumière apporte donc dans la rhizogenèse un facteur autre que le saccharose, facteur que l'hétéroauxine peut mettre en évidence.*

De cette manière il semble permis de dire que le processus d'inanition a fait perdre, à cette partie de la tige, un certain potentiel de formation radiculaire et cela doit être d'autant plus vrai qu'ici les boutures à 2 feuilles reçoivent du sucre en abondance.

Cette perte n'a pas été totale puisque les plantes maintenues à l'obscurité continuelle, traitées à l'hétéroauxine en présence de sucre, ont encore le pouvoir de faire apparaître une dizaine de racines.

Nous savons par les expériences de R. et M. Bouillenne (l. c.) (1938) qu'il persiste généralement dans les tissus inanitiés une certaine quantité de composés responsables de la formation des racines qui peuvent se manifester par un traitement soit de saccharose quand il est dans les tissus facteur limitant, soit d'hétéroauxine.

Il n'est pas contestable que l'hétéroauxine à forte concentration (3 %) favorise ou hâte la néoformation des racines, mais pour autant que les boutures contiennent cet autre facteur qui n'est pas le saccharose et qui est élaboré par les feuilles à la lumière.

D'une part, quel peut-être ce facteur ?

Ce facteur pourrait se présenter, soit sous forme de sucre naissant, résultat de la photosynthèse dans les feuilles, sucre peut-être plus actif que le saccharose,... soit de vitamines, dont la vitamine B^1 qui a été reconnue comme ayant une nette influence sur la croissance des racines mais non cependant sur le nombre de celles-ci (J. Bonner, R. Bouillenne, M. Bouillenne-Walrand)... ce peut être également d'après Cooper (1938), F. Went (1938) et R. et M. Bouillenne (1938), la Rhizocaline, c'est-à-dire le complexe responsable de l'organisation en primordium radiculaire des massifs de tissus dont l'hétéroauxine a déclanché l'apparition rapide et nombreuse dans les tiges, comme nous l'avons vu page 166.

D'autre part, quel serait dans ces conditions l'action de l'hétéroauxine ?

Assurément pas le rôle fondamental de la rhizogenèse puisque la quantité fournie aux plantes est la même dans les deux séries. Il a été montré d'ailleurs que des racines se forment sur des tissus qui ne contiennent aucune trace dosable de cette substance (R. Bouillenne et M. Bouillenne-Walrand, 13, 1939).

Mais on peut imaginer, comme F. Went en a émis l'hypothèse, que le facteur responsable de la formation des racines entre en combinaison avec l'hétéroauxine et se trouve ainsi activé. Nous pensons que ce point de vue est très défendable, et nos expériences semblent le confirmer. Il serait cependant possible d'attribuer à l'hétéroauxine uniquement le rôle d'activer le jeu des mitoses cellulaires du cambium et de produire rapidement un grand nombre de masses de tissus que nous avons décrites dans nos observations anatomiques ; masses capables ou non de se différencier en structure radiculaire, selon la présence ou l'absence du facteur d'organisation que nous postulons.

V. Translocation des facteurs rhizogenétiques.

S'il existe réellement un facteur rhizogenétique élaboré dans les feuilles à la lumière, il doit nécessairement être transporté aux endroits où apparaissent les racines. Ainsi dans les boutures normales, ce facteur doit-il atteindre la base de la tige où le bouturage se fait.

Donc l'utilisation éventuelle de ce facteur au niveau du 2e élément sous l'action de l'hétéroauxine devra, au cas où cette hypothèse est exacte, se traduire par une diminution du nombre des racines formées à la base de la bouture.

Pour vérifier cette hypothèse, nous avons organisé une expérience dans laquelle

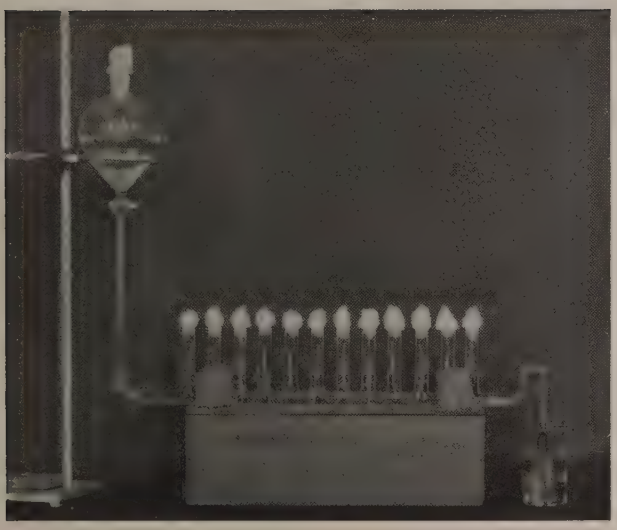


Fig. 33. — Dispositif de R. et M. Bouillenne permettant la culture aseptique des boutures et le renouvellement fréquent des solutions. L'appareil est ici monté en vue d'une expérience sur hypocotyles de *Impatiens Balsamina*.

la base des boutures est traitée par une solution de 0,002 % d'hétéroauxine dans du saccharose purissime à 1,5 %, tandis que le 2e élément reçoit un anneau de pâte de lanoline contenant de l'hétéroauxine, comme précédemment.

1re *Expérience.*

L'expérience débute le 2 juin et se termine le 22 juin 1938. 24 rameaux identiques ont été détachés de notre réserve de *Coleus*. Ces rameaux ont été mis à bouturer sur sable et ont été préparés comme il a été dit (v. technique) : ils ne portent donc plus que les 2 feuilles du 2e élément de tige. Ils commencent à faire des racines à la base. Tous ces rameaux sont ensuite inanitiés pendant 9 jours à l'obscurité complète. Le 7e jour on constate qu'ils portent généralement, à la base du 6e élément de tige 12 racines.

La préparation de l'expérience a été réalisée comme suit : pendant que les boutures sont encore à l'obscurité, le 7e jour, la base est sectionnée de manière à éliminer les racines.

Après 2 derniers jours d'inanition, c'est-à-dire le 11 juin 1938, les rameaux sont transférés en solution minérale de Knop dans des rampes en Pyrex pouvant contenir 500 cc. de solution (dispositif imaginé par M. Bouillenne (voir fig. 33). La solution de Knop est renouvelée tous les 2 jours. Ces rampes sont disposées sous couche à la lumière solaire. Les 24 boutures sont réparties en 4 séries subissant les traitements suivants :

Série I. — solution de Knop + 1,5 % de saccharose.
— anneau de pâte lanoline + eau sur le 2e élément.

Série II. — solution de Knop + 1,5 % de saccharose + 0,002 % d'hétéroauxine
— anneau de pâte lanoline + eau sur le 2e élément.

Série III. — solution de Knop + 1,5 % saccharose.
— anneau de pâte lanoline + 3% hétéroauxine sur le 2e élément.

Série IV. — solution de Knop + 1,5 % saccharose + 0,002 % d'hétéroauxine dans solution de culture.
— anneau de pâte lanoline + 3 % hétéroauxine sur le 2e élément.

Les racines sont comptées les 7e, 9e et 11e jours après le traitement. Jusqu'à ce moment aucune moisissure ne s'est développée dans le milieu.

Les résultats sont notés dans le tableau IV et le diagramme, (Fig. 34).

Nous constatons :

1° que les boutures qui ne reçoivent pas d'hétéroauxine sur le 2e élément ne présentent pas de formation radiculaire sur celui-ci, quel que soit le traitement subi par la base ;

2° que celles qui ne subissent aucun traitement basal à l'hétéroauxine, produisent, à la base, c'est-à-dire sur le 6e élément, une moyenne de 17 à 18 racines, même si le 2e élément a été traité ;

3° que celles qui ne subissent qu'un traitement basal forment sur leur base,

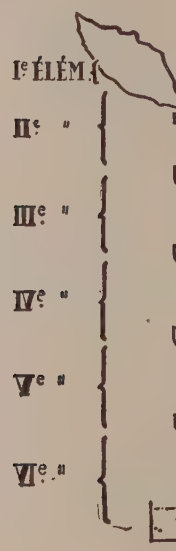
34 racines, c'est-à-dire que l'action de l'hétéroauxine se traduit par une augmentation de 17 racines par rapport au témoin ;

TABLEAU IV.

Action de l'hétéroauxine appliquée simultanément sur le 2e élément de tige de boutures de *Coleus* (dans pâte à lanoline) et à la base du 6e élément (solution).

Boutures préalablement inanitiées, mais alimentées d'une solution de Knop et de Saccharose.

Tableau IV



		7 jours	9 jours	11 jours	Total par expér.
1re Série (Knop+Sacch.)	IIe ÉLÉM. témoins	0	0	0	17
	BASE VIe élém.	12 (12)	14 (20)	17 (22)	
2e Série (Knop+Sacch.)	IIe ÉLÉM.	0	0	0	34
	BASE VIe élém.	21 (15)	29 (19)	34 (24)	
3e Série (Knop+Sacch.)	IIe ÉLÉM	31 (1)	56 (12)	65 (20)	83
	BASE VIe élém.	13 (16)	15 (18)	18 (18)	
4e Série (Knop+Sacch.)	IIe ÉLÉM.	34 (1)	46 (10)	55 (15)	80
	BASE VIe élém.	20 (9)	22 (16)	25 (20)	

4° que les boutures traitées à l'hétéroauxine au niveau du 2e élément produisent en plus des 18 racines de la base, 65 racines sur ce 2e élément ;

5° enfin que les plantes traitées à la fois par la base et au niveau du 2e élément produisent : sur le 2e élément, 55 racines à la base, 25 racines.

Le traitement du 2e élément réduit de 9 le nombre des racines produites à la base par l'hétéroauxine.

Le traitement basal réduit de 10 le nombre des racines formées sur le second élément par l'hétéroauxine.

Ce dernier résultat est remarquable : l'hétéroauxine, appliquée en même temps au 2me élément et à la base, met en quelque sorte en concurrence les possibilités radiculaires de ces deux parties de tiges et les diminuent toutes deux par rapport au nombre de racines qu'elles présentent par l'hétéroauxine lorsqu'elles sont traitées séparément.

Il est de plus utile de noter que l'application d'hétéroauxine sur le 2me élément n'a pas d'influence sur le nombre de racines de la base lorsque celle-ci n'est pas traitée elle-même ; de même le traitement de la base n'a pas d'effet sur le 2me élément intact.

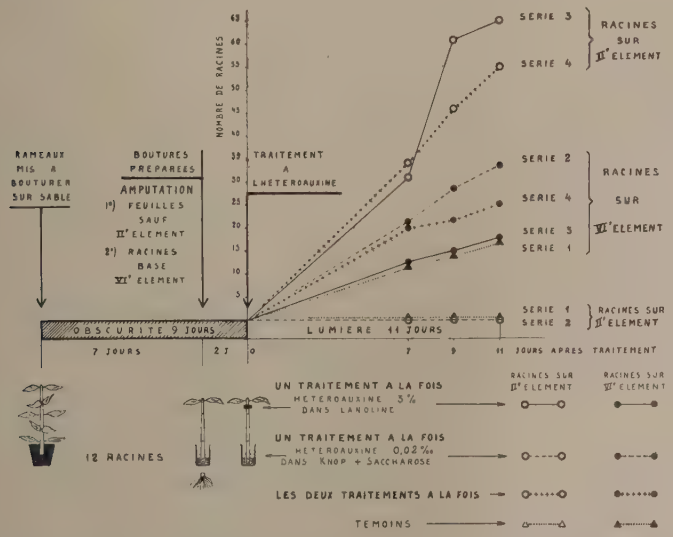


FIG. 34. — Diagramme montrant l'action de l'application simultanée d'Hétéroauxine aux 2 extrémités de boutures préalablement inanitiées, mais alimentées par une solution de Knop et de saccharose.

Il semble bien que l'on puisse penser que l'action simultanée de l'hétéroauxine sur le 2me élément et sur la base de nos boutures mette les tissus intéressés en déficience partielle des substances utiles ; déficience qui ne se produit pas dans les cas où une seule région est traitée. Les substances incluses dans les boutures au début de notre expérience se présentent donc comme si elles étaient de quantité limitée.

Mais surtout ce qui frappe en conclusion, c'est qu'elles doivent être déplacées dans la tige au profit d'une région lorsque celle-ci est seule traitée et être partagées entre deux régions lorsque l'application de l'hétéroauxine est double.

La nature de ces substances utiles de la rhizogenèse qui peuvent être ainsi mobilisées par l'action de l'hétéroauxine se pose à présent. Il ne semble pas à priori dans les conditions de notre expérience que les sucres puissent être considérés en ordre principal puisque chaque bouture porte 2 feuilles à la lumière et reçoit, dans la solution, la même quantité de saccharose en excès. Il est d'autres facteurs d'ordre nutritif ou micro-nutritif qui sont impliqués dans la rhizogenèse, facteurs qui pourraient agir comme facteurs limitants : les acides aminés, certaines vitamines, la rhizocaline, etc...

Dès lors une nouvelle expérience s'est imposée, dans laquelle, nous avons tenté d'élucider la question de savoir quelle est la nature du facteur mobilisable par l'action de l'hétéroauxine.

* * *

2me *Expérience.*

Cette expérience, conçue suivant le même schéma que la précédente, fait intervenir les *acides aminés.*

Elle est réalisée sous couche, en lumière solaire. Elle commence le 28 octobre et se termine le 29 novembre.

Les boutures qui cette fois comptent 7 éléments de tige ont été préparées le 28 octobre. Elles sont placées en solution de Knop. Le 30 octobre, elles subissent la technique d'inanition : elles sont placées à l'obscurité complète et y séjournent jusqu'au 11 novembre. A cette date, la base qui a formé en moyenne 12 racines est enlevée. Il reste, comme d'ordinaire, 6 éléments.

Les boutures inanitiées sont alors transportées à la lumière. Leur base plonge dans la solution de Knop. Elles sont partagées en 4 groupes répartis chacun en 4 séries.

Goupe A. 12 boutures. Toutes les boutures des 4 séries de ce groupe plongent continuellement par la base dans une solution de Knop seule.

Série 1. — 3 boutures témoins — la base plonge sans cesse dans solution de Knop.
Application de pâte lanoline + eau distillée sur le 2e élément de tige.

Série 2. — 3 boutures — traitées par la base, chaque jour pendant 2 h. par une solution d'hétéroauxine à 0,002 % (solution purissime).
Application de pâte lanoline + eau distillée sur le 2e élément de tige.

Série 3. — 3 boutures — plongeant par la base, continuellement dans une solution de Knop seule.
Application de pâte lanoline à 3 % d'hétéroauxine sur le 2e élément de tige.

Série 4. — 3 boutures — traitées par la base, chaque jour pendant 2 h. à l'hétéroauxine en solution à 0,002 %.
Application de pâte lanoline à 3 % d'hétéroauxine *au sommet* (1).

Groupe B. 16 boutures.

Toutes les boutures des 4 séries de ce groupe plongent continuellement par la base dans solution de Knop seule. Mais en plus des boutures du groupe A, elles sont traitées chaque jour pendant 2 h., par une solution de saccharose à 3 % (sol. purissime). Les 4 séries sont soumises en outre aux mêmes traitements, par la base et par le sommet, que les séries du groupe A.

(1) Dans cette 4me série, comme dans toutes les séries n° 4 des groupes suivants, la pâte à l'hétéroauxine a été appliquée non pas sur le 2me élément, mais sur le sommet de la tige (1er élément), par suite du manque de matériel disponible.

Groupe C. 16 boutures.

Toutes les boutures des 4 séries de ce groupe plongent continuellement par la base dans solution de Knop seule. Mais en plus de cela, elles sont traitées par la base, chaque jour pendant 2 h., par une solution d'acides aminés à 0,002 % (sol. purissime).

Les 4 séries sont soumises en outre aux mêmes traitements, par la base et par le sommet, que les séries du groupe A.

Groupe D. 16 boutures.

Toutes les boutures des 4 séries de ce groupe plongent continuellement par la base dans solution de Knop seule. Mais en plus de cela, elles sont traitées par la base, chaque jour pendant 2 h., par une solution contenant 3 % de saccharose et 0,002 % d'acides aminés. Les 4 séries sont soumises en outre aux mêmes traitements par la base et par le sommet, que les séries du groupe A.

La solution d'acides aminés est constituée par un mélange de 1 partie de solution de Leucine à 0,002 % et 1 partie de solution d'Alanine à 0,002 % (Ces deux acides sont des produits purissimes Merck).

Les résultats de cette expérience sont consignés dans le tableau V.

Dans ce tableau, nous n'introduisons que les chiffres moyens obtenus après 5-10 et 18 jours de traitement.

La comparaison des diverses séries témoins, concernant le nombre de racines apparues sur la base des boutures, montre que le saccharose ou les acides aminés ajoutés à la solution de Knop pendant 2 heures chaque jour n'augmente guère la formation radiculaire. Tout au plus le saccharose est-il légèrement plus actif, ce qui se comprend par le fait qu'après le traitement d'inanition à l'obscurité le sucre est devenu moins abondant dans les tissus. C'est le mélange des 2 solutions qui donne le meilleur résultat (24 racines de 60 mm., au lieu de 17 de 12 mm.). Ce fait confirme les conclusions obtenues sur plantules de *Impatiens Balsamina*, traitées de la même manière (R. et M. Bouillenne (l. c.) (1938).

Lorsque les plantes baignant par la base continuellement dans la solution de Knop sont traitées chaque jour pendant 2 heures par ces diverses solutions, et reçoivent en outre pendant ce même temps 0,002 % d'hétéroauxine (les séries 2 des différents groupes) on constate :

1° qu'aucune racine ne se forme sur les divers éléments de tige sauf à la base, comme dans les témoins.

2° que la néoformation est accélérée, mais l'ordre d'effectivité des solutions est modifié par l'adjonction d'hétéroauxine.

En présence d'hétéroauxine, ce sont les solutions de Knop + saccharose et de Knop pure qui l'emportent sur les solutions de Knop + saccharose + acides aminés. et Knop + acides aminés. Cette dernière est la moins efficace, mais il est possible que les acides aminés en *présence d'hétéroauxine* manifestent une certaine action toxique.

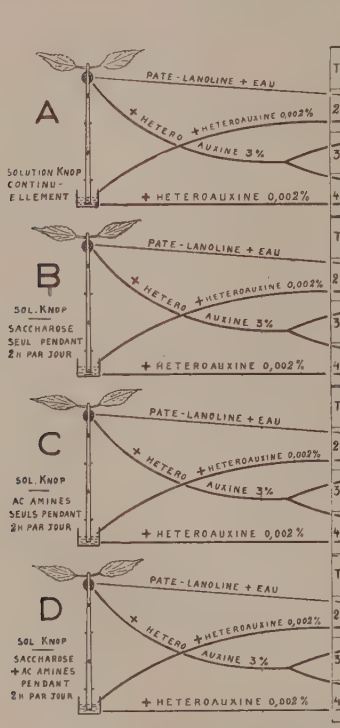
3° que, dans l'ensemble, les résultats de ces 2es séries sont comparables à ceux de l'expérience précédente. De part et d'autre l'hétéroauxine appliquée à la base

n'a aucune influence sur le 2e élément ; et de plus cette substance en présence de saccharose (ici appliquée seulement pendant 2 h. par jour, mais à une concentration plus forte (3%) n'a aucune action également sur la base : respectivement 32 et 34 racines.

TABLEAU V

Action de l'hétéroauxine appliquée simultanément sur le 2e élément de tige (dans pâte à lanoline) et à la base du 5e élément (solution).

Boutures préalablement inanitiées. La solution en contact avec la base varie dans chacun des groupes A. B. C. D.



			5 JOURS	10 JOURS	18 JOURS
A	TEMOINS	II' EL.	—	—	—
		BASE	9 (1)	14 (5)	17 (12)
	2' SERIE	II' EL.	—	—	—
		BASE	**21** (10)	**23** (30)	**27** (75)
	3' SERIE	II' EL.	**27** (1)	**50** (9)	+ MORTS
		BASE	6 (1)	8 (1)	+
	4' SERIE	SOMMET	**35** (3)	**50** (60)	+ MORTS
		BASE	**10** (1)	**11** (15)	+
B	TEMOINS	II' EL.	—	—	—
		BASE	12 (2)	16 (2)	20 (45)
	2' SERIE	II' EL.	—	—	—
		BASE	**25** (2)	**26** (2)	**32** (100)
	3' SERIE	II' EL.	**40** (3)	**51** (12)	**51** (15)
		BASE	10 (1)	12 (15)	15 (70)
	4' SERIE	SOMMET	**41** (2)	**48** (10)	**50** (15)
		BASE	**9** (1)	**9** (10)	**12** (45)
C	TEMOINS	II' EL.	—	—	—
		BASE	10 (1)	15 (10)	18 (55)
	2' SERIE	II' EL.	—	—	—
		BASE	**18** (1)	**18** (15)	**23** (30)
	3' SERIE	II' EL.	**38**	**50**	+ MORTS
		BASE	8 (1)	8 (1)	+
	4' SERIE	SOMMET	**39** (10)	**45** (15)	**48** (20)
		BASE	**11** (10)	**17** (15)	**21** (100)
D	TEMOINS	II' EL.	—	—	—
		BASE	18 (1)	22 (45)	24 (60)
	2' SERIE	II' EL.	—	—	—
		BASE	**16** (1)	**23** (12)	**25** (40)
	3' SERIE	II' EL.	**46** (1)	**55** (20)	**57** (25)
		BASE	10 (2)	19 (60)	2½ (120)
	4' SERIE	SOMMET	**40** (1)	**51** (8)	**53** (10)
		BASE	**10** (1)	**18** (12)	**19** (80)

Dans toutes les séries de chaque groupe nous comptons les racines formées à la base et au 2e élément ou au sommet des boutures et nous donnons, en exposant, la longueur maximum (en mm.) atteinte par les racines de chacune d'elles.

Il convient ensuite d'examiner l'action de la pâte à l'hétéroauxine appliquée sur le 2e élément dans les cas de boutures dont la base se trouve pendant 2 h. dans les diverses solutions des groupes (aucun traitement à l'hétéroauxine), (Voir les séries 3 des différents groupes).

On voit dans tous les cas :

1° que les racines apparaissent abondamment sur le 2e élément d'une manière fort uniforme en fin d'expérience (entre 50 et 57).

2° que les racines à la base des boutures restent en nombre comparable à celui des témoins dans les groupes B et D, tandis que dans les groupes A et C, elles sont beaucoup moins nombreuses et restent courtes.

Ce résultat ne peut être interprété qu'à la lumière des faits suivants : d'abord, les plantes des groupes B et D ont toutes reçu du saccharose, les plantes des groupes A et C n'en ont pas reçu ; ensuite, les plantes de ces derniers groupes meurent avant la fin de l'expérience — que la solution soit constituée de Knop seul ou bien de Knop plus acides aminés.

Nous pensons que les boutures après avoir subi le processus d'inanition et la rapide néoformation due à l'hétéroauxine sur le 2e élément, sont épuisées en glucides. La photosynthèse qui se produit ensuite est insuffisante pour la consommation.

Nous concluons que dans les groupes A et C, les racines sont moins nombreuses par suite de la déficience en glucides agissant comme facteur limitant. Cette déficience doit être la cause déterminant la mort. Par conséquent les groupes B et D, où il y a du saccharose, sont les seuls dont nous puissions tenir compte.

En outre, nous tirons de ces constatations, l'indication importante que l'application d'hétéroauxine produit une consommation considérable de glucides et que par conséquent, cette substance pourrait bien avoir une action marquée sur le métabolisme des tissus. C'est ce que nous vérifierons dans la suite de notre exposé !

Il est intéressant de signaler enfin, que, dans les conditions des diverses 3mes séries de cette expérience, comme dans celles de l'expérience précédente, (3me série) l'application de pâte à hétéroauxine sur le 2e élément n'influence pas le nombre de racines formées à la base, sans hétéroauxine.

Nous tenons à faire remarquer d'autre part que les solutions au contact de la base ont une légère influence sur la réaction de l'hétéroauxine appliquée au 2e élément. La plus effective des solutions est celle où il y a à la fois saccharose et acides aminés (57 racines de 25 mm. contre 50 ou 51 de 15 mm.).

Voyons maintenant les résultats des 4es séries des groupes. Le sommet de la tige est traité à la pâte à hétéroauxine. La base des boutures plongeant continuellement dans la solution de Knop pure subit, chaque jour pendant 2 h., un traitement avec les solutions (saccharose, ou acides aminés, ou saccharose + acides aminés) et reçoit en outre pendant ce même temps l'influence de la solution à 0,002 % d'hétéroauxine.

D'une manière générale, l'action simultanée de l'hétéroauxine appliquée à la base et au sommet des boutures ne modifie pas considérablement les résultats précédents.

1° dans la solution de Knop seule, le nombre des racines sur le sommet est le même que dans le cas des boutures dont le 2e élément est traité à la pâte et où la base n'est pas traitée à l'hétéroauxine ; mais les boutures meurent avant la fin de l'expérience. Par conséquent le saccharose est déficient et fonctionne comme facteur limitant.

2° dans la solution de Knop + saccharose, le nombre de racines sur le sommet et à la base se trouve à peu près dans le même rapport que dans l'expérience précédente p. 188 ; comme alors, la base a moins de racines qu'elle n'en aurait si elle était seule traitée ; cependant, dans ce cas, le sommet en a à peu près le même nombre.

Pouvons-nous attribuer cette différence au fait que ici c'est le 1er élément et non le 2e qui a été traité ?

3° les acides aminés seuls augmentent l'effectivité de l'hétéroauxine quant à la formation radiculaire à la base, mais non au sommet par rapport à 2° ; de plus, chose curieuse, l'hétéroauxine quand elle est en contact avec la base, a pour effet de maintenir vivantes les plantes qui meurent lorsqu'elles sont traitées par les acides aminés sans saccharose et par l'héréroauxine en pâte au sommet. L'hétéroauxine produit donc le résultat de mobiliser vers le bas une certaine quantité de matières nutritives (glucidiques) qui permet le développement des racines au 6e élément et la vie de la bouture.

4° les solutions acides aminés + saccharose appliquées à la base des boutures traitées à la base et au sommet par l'hétéroauxine confirment complètement les résultats de l'expérience précédente

Ainsi donc cette expérience confirme la précédente au point de vue de l'action de l'hétéroauxine ; elle laisse entrevoir en outre combien est importante dans l'appréciation des résultats, la part jouée par les éléments nutritifs comme saccharose et acides aminés. Elle laisse entrevoir la mobilisation de glucides vers les endroits en voie de néoformation radiculaire, sous l'influence de l'hétéroauxine, mobilisation permettant le maintien en vie de la bouture. Enfin, si, dans cette expérience, l'on compare l'ordre de grandeur de l'influence des glucides et des acides aminés sur la rhizogenèse, à celui de l'action de l'hétéroauxine, dans les divers milieux, on constate que cette dernière substance est beaucoup plus active. Et, dès lors, en raison des considérations émises précédemment sur son rôle éventuel vis-à-vis des substances organisatrices de la structure radiculaire, l'hétéroauxine serait capable de mobiliser également vers les endroits où elle est appliquée le facteur d'organisation lui-même, la rhizocaline.

Cette hypothèse confirme le point de vue de Cooper et de Went 1938 qui pensent que la rhizocaline serait mobilisée par les auxines vers les endroits traités.

De plus, elle ne contredit pas l'hypothèse défendue par R. Bouillenne que la rhizocaline se trouve normalement répartie dans tous les éléments de la tige (peut-être spécialement dans certains tissus), dès la formation de ces éléments à partir des activités du méristème, puisque déjà le 2e élément de tige en est pourvu, le 1er élément également. Dans ces conditions, elle peut être mobilisée par l'hétéroauxine.

VI. Métabolisme des tissus du 2e élément, au cours de la rhizogenèse.

La constatation faite, dans l'expérience précédente (2me expérience) où les bou-

tures non pourvues de saccharose meurent toutes pendant la rhizogenèse provoquée par l'action de l'hétéroauxine, nous impose d'avoir une idée aussi précise que possible des processus physiologiques que provoque l'hétéroauxine sur les tissus.

Il est évident que des modifications internes aussi importantes dans la tige doivent trouver leur origine dans un changement du métabolisme, sinon de la plante entière, du moins de la partie de la plante où ces modifications se produisent, ou plus exactement encore des tissus capables de manifester les réactions mitotiques que nous avons décrites. Il s'agit donc tout d'abord de trouver un moyen de déceler ces changements affectant le métabolisme et de mettre au point une technique appropriée.

Les recherches que P. Prevot poursuivait en 1938 à côté de nous, sur les variations de l'intensité respiratoire des tissus en voie de bourgeonnement, ont mis à notre disposition une technique parfaitement au point.

Nous donnons, à titre préliminaire, le résultat de quelques analyses de la respiration du 2e élément de tige ayant subi le traitement à l'hétéroauxine de même que de la respiration des témoins.

Le matériel que nous employons est le même que celui que nous avons utilisé dans nos expériences précédentes. Il consiste en boutures de 6 éléments de tiges, de *Coleus Blumei*, variété *Triomphe du Luxembourg*. Les plantes qui nous fournissent ces boutures sont cultivées préalablement en terre de bruyère, comme précédemment.

Pour mesurer les échanges gazeux nous employons l'appareil de Dixon et Keylin (19, 1933), (voir pour détails M. Bouillenne et P. Prevot, 1937) (14). Nous avons cependant sur le conseil de P. Prevot préféré ne pas tuer les tissus. La première série de lectures nous donne h_1 qui indique une variation de volume à l'intérieur du manomètre due à la différence entre le volume d'oxygène absorbé et celui de CO_2 émis. h_1 varie avec le temps. Les valeurs successives portées sur le graphique nous donnent une courbe linéaire qui revient à zéro. Ensuite on met l'atmosphère du manomètre en contact avec la potasse.

On fait une première lecture quelques minutes plus tard et l'on obtient h^2, le volume d'oxygène absorbé jusqu'à ce moment. On fait ensuite, à intervalles réguliers plusieurs lectures de h^2. Ces lectures portées sur le graphique nous donnent une 2e courbe linéaire qui, par extrapolation revient à zéro également. La différence d'angle entre ces 2 courbes, à un moment déterminé nous donnera, en tenant compte de la constante du manomètre pour CO^2, le volume de CO^2 émis par le tissu. La valeur de h^2 multipliée par la constante du manomètre pour O^2, nous donnera le volume d'oxygène absorbé par le même tissu. Si nous divisons ces valeurs, prises à un même moment, par le temps d'expérimentation et le poids sec des tissus nous aurons les volumes de CO^2 émis et de O^2 absorbé par unité de temps et par unité de poids sec. Nous pouvons alors calculer le quotient respiratoire de ces tissus.

Pour mesurer la respiration du 2e élément, nous procédons comme suit :

On débite le 2e élément de 6 boutures en coupes de 1/2 mm. d'épaisseur. Ces

coupes sont lavées dans de l'eau alimentaire chauffée à 20°. Elles sont ensuite séchées sur papier filtre, pesées puis disposées en boîte de pétri, dans une étuve à 20°, à l'obscurité pendant 8 heures. Elles sont ensuite placées dans le manomètre contenant 1 cm^3 d'eau alimentaire. Celui-ci est plongé dans un thermostat dont l'eau est maintenue à une température constante de 20°. Ce thermostat est placé dans une cave à l'obscurité complète. Après 2 heures, on aère le manomètre et on ferme. Les lectures sont faites d'heure en heure. Au bout de 6 heures on met l'atmosphère en contact avec la potasse et on lit les dénivellations d'heure en heure.

60 boutures sont faites le 1er juillet et cultivées en solution de Knop, à la lumière, dans les conditions précisées plus haut. Le 6 juillet, 54 boutures sont préparées de telle sorte qu'elles ne conservent que les 2 feuilles du second élément.

Le 8 juillet on fait une première mesure de respiration sur le 2e élément de 6 boutures intactes et de 6 boutures préparées.

Le 9 juillet, 24 boutures reçoivent sur le 2e élément un anneau de pâte à la lanoline contenant 3 % d'hétéroauxine.

A partir de ce jour nous mesurons simultanément la respiration sur le 2e élément de 6 boutures non traitées et de 6 plantes traitées.

Ces mesures impliquent donc chaque fois l'utilisation de tissus provenant de 12 boutures ; elles sont faites aux dates suivantes : 12 juillet, 14 juillet, 16 juillet, 20 juillet.

Les résultats sont consignés dans le tableau VI et le diagramme, Fig. 35.

Les coupes faites dans l'élément traité au voisinage de la pâte à hétéroauxine paraissent transparentes, appauvries en chlorophylle et sont beaucoup moins rigides que celles dans les éléments témoins. De plus le diamètre de la section est devenu plus grand par suite de la réaction des tissus au traitement.

Considérons d'abord l'évolution de l'intensité respiratoire en CO^2 et en O^2 par gramme sec heure des tissus du 2e élément témoin.

Les premières mesures sont faites 2 jours après que les plantes ont été préparées et que les manifestations métaboliques résultant des amputations soient redevenues normales. Elles ont eu lieu le 8 juillet, à ce moment le rejet de CO^2 est de 1,34 et se stabilise (1,32) pendant les jours suivants tandis que l'absorption d'O^2 est élevée 1,98, et s'atténue ensuite. 6 jours après la préparation du matériel et sa mise en bouturage un redressement brusque se produit pour CO^2, plus lent pour O^2. Les valeurs volumétriques de ces deux gaz atteignent respectivement au bout de 2 et 4 jours un plateau identique qui persiste plus ou moins pendant 5 à 7 jours (2 — 2 — 2,2 — 2). Il en résulte pendant ce temps un Q. R. très voisin de l'unité.

La remontée des courbes et l'installation du plateau précède ou coïncide avec l'apparition des primordium de racines à la base de la bouture.

Examinons ensuite l'évolution de l'intensité respiratoire des tissus du 2e élément traité à la pâte à hétéroauxine appliquée le 9 juillet. Nous n'avons malheureusement pu faire de dosages avant le 12 juillet. Les premières manifestations métabo-

liques provoquées par le traitement nous ont donc échappé dans cette série d'expériences. Trois jours après le traitement, nous constatons par rapport aux tissus témoins, une nette augmentation de l'intensité des oxydations — accompagnée d'un Q. R. très voisin de l'unité. Cette intensité diminue rapidement pour CO^2, moins rapidement pour O^2, de sorte que (5 jours après le traitement) au moment où se forment les primordiums radiculaires sur le 2e élément de tige CO^2 est au plus bas et O^2 l'est beaucoup moins, ce qui donne un Q. R. anormal de 0,55.

TABLEAU VI.

Oxydations cellulaires des tissus du 2e élément après le traitement à l'hétéroauxine.

Nombre de jours après la décapitation et l'ablation des feuilles et des bourgeons.	V :	Plantes décapitées et munies de deux feuilles	Plantes décapitées et munies de deux feulles Traitement à l'hétéro-auxine	Nombre de jours après le traitement	
2	VCO_2 VO_2	1,34 Q.R.:0,68 1,98	—	—	—
6	VCO_2 VO_2	1,32 Q.R.:0,87 1,51	2,39 Q.R.:0,99 2,41	3	—
8 9	VCO_2 VO_2	2,20 Q.R.:1,2 1,77	1,07 Q.R.:0,55 1,99	5	Racines sur le 2me élément (Plantes traitées). Primordium de racines à la base (Plantes Témoins).
10	VCO_2 VO_2	2,00 Q.R.:1 2,00	1,33 Q.R.:0,82 1,62	7	—
14	VCO_2 VO_2	2,00 Q.R.: 0,92 2,20	2,27 Q.R.: 0,97 2,15	11	—

O^2 continue à descendre jusque 7 jours après le traitement cependant que CO^2 augmente d'intensité dès que les racines ont apparu et commencent à s'allonger. 12 jours après le traitement CO^2 et O^2 sont revenus à des valeurs égales entre

elles et comparables à celles des tissus témoins, de sorte que nous nous trouvons en présence d'un Q. R. voisin de l'unité (1).

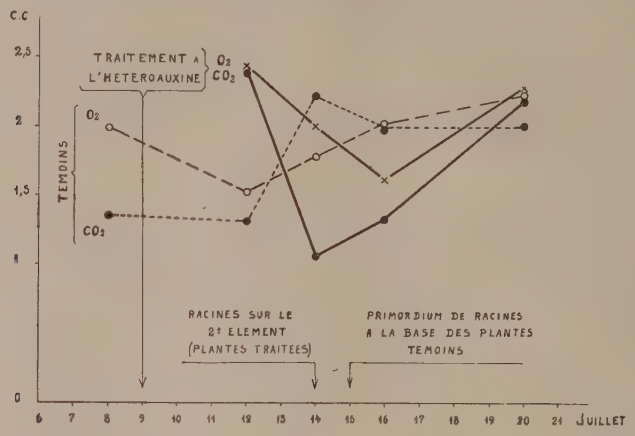


FIG. 35. — Diagramme de l'évolution des échanges gazeux respiratoires, exprimés en c. c. de CO_2 et de O_2 par gr., sec, h., au cours de la rhizogenèse, mesurés dans les tissus du 2e élément de boutures de *Coleus* traités à l'hétéroauxine.

En somme, nous retiendrons de cette expérience préliminaire :

1° Que l'hétéroauxine a pour effet d'augmenter temporairement l'intensité des oxydations cellulaires dans les tissus du 2e élément de tige. Nous ne savons pas encore combien de temps peut durer cette action activante à partir du moment du traitement. Le fait certain est qu'ici cette augmentation est manifeste après 3 jours. Nous confirmons les résultats de divers auteurs (17, 30, 31, 38 — 1938, 1938, 1939, 1938) qui ont eux aussi observé cette activation métabolique. Ils l'ont décrite beaucoup plus intense (environ 2 fois celle des contrôles correspondants), mais tout de suite après l'administration de l'hétéroauxine. Dès lors nous pourrions peut-être accepter de considérer que dans nos essais l'activation a été comme ailleurs, considérable tout de suite après le contact avec l'hétéroauxine et qu'elle est encore de 2,39 CO^2, 2,41 O^2 après 3 jours. Cette activation des oxydations cellulaires coïncide avec le déclanchement des mitoses qui, sous l'influence de l'hétéroauxine, se déroulent dans les tissus du 2e élément (cambium et cellules immédiatement voisines des massifs du phloème).

2° Que, après cette activation du métabolisme, se présente une dépression des intensités respiratoires se marquant plus fortement pour le CO^2 que pour l'O^2 : QR = 0,55. Nous ne pouvons encore décider en toute certitude quelle est la cause

(1) Nous avons dû interrompre brusquement cette série d'expériences par suite de notre appel sous les drapeaux.

du phénomène. Il est cependant possible que la dépression soit due à une insuffisance d'arrivée de matériel métabolique par rapport à la brusque augmentation des oxydations. L'action directe de l'hétéroauxine pourrait en être responsable, mais aussi les nécessités résultant de la constitution et de la poussée des primordium radiculaires qui apparaissent à ce moment.

Résumé et Conclusions

Nous avons consacré une étude approfondie des phénomènes de formation de racines sous l'influence de l'hétéroauxine en utilisant volontairement le matériel qui a servi à de nombreux auteurs pour affirmer le rôle direct de l'hétéroauxine dans ces phénomènes. Nous avons eu à notre disposition *Coleus Blumei*, var. *Triomphe de Luxembourg* (Hybride).

A cet effet, nous avons entrepris une multiplication préalable de plus de 1000 boutures qui furent toutes cultivées dans le même milieu et qui ont eu comme point de départ des plantes spécialement sélectionnées quant à une production comparable de racines à la base.

Ces boutures ont été préparées de la même manière. Elles ont à peu de chose près la même longueur et comprennent le même nombre de nœuds et d'entre-nœuds. Pour faciliter l'expression, chaque paire de feuilles et l'entre-nœud qui lui est inférieur ont été nommés « élément ». Les boutures ont toutes été constituées au départ de 6 ou 7 éléments, dont le n° 1, au sommet, est composé de la pousse terminale avec les quelques nœuds et entre-nœuds non encore normalement développés. Au fur et à mesure de la croissance, les éléments s'ajoutent les uns aux autres.

Le 2e élément, par exemple, devient le 3e, puis le 4e. Parallèlement, au sein des tissus de ce deuxième élément, se produisent des transformations anatomiques qui procèdent du développement normal.

Nous avons entrepris l'étude anatomique de ces modifications de structure car l'action de l'hétéroauxine sur la tige ne pourra être interprétée que par rapport à ces changements normaux.

Nous avons constaté différents faits :

1° Chaque élément de tige normal de *Coleus* correspond à un stade bien déterminé de l'évolution des tissus marqué par les étapes de la différenciation vasculaire.

2° Le troisième élément laisse voir un début de formation du cambium interfasciculaire.

3° Avant d'être à ce stade un élément de tige est incapable de former des racines.

4° Les racines peuvent donc apparaître dans le 3e élément qui a terminé sa croissance et qui se trouve au premier stade de différenciation du cambium interfasciculaire.

5° Les racines naissent à partir de petites masses cellulaires qui se constituent normalement dans le troisième élément au contact du cambium et du phloème.

6° L'action de l'hétéroauxine (pâte à la lanoline 3 %) appliquée en forte concentration sur le 2e élément de tige de *Coleus* modifie la structure de cet élément de la façon suivante :

a) l'évolution du cambium est hâtée,

b) une importance considérable est donnée aux petites masses de cellules qui normalement ne commencent à se former que dans le 3e élément.

c) les masses cellulaires nouvellement apparues n'évoluent pas nécessairement tout de suite en une différenciation de méristèmes radiculaires.

7° L'action de l'hétéroauxine appliquée (comparativement à 6°) en solution à 0,002 % à la base de l'hypocotyle de *Impatiens Balsamine* :

a) produit au sommet de l'hypocotyle, amputé des cotylédons, un renflement de tissus en forme de massue.

b) un début de différenciation vasculaire, trachées, etc.

c) aucune différenciation d'organe.

8° Des conclusions 6° et 7°, nous tirons le fait que l'hétéroauxine agit sur les tissus de *Coleus* comme un activateur et un amplificateur de processus qui se seraient produit normalement plus tard : apparition prématurée et mitoses du cambium interfasciculaire, apparition hâtée de certains massifs radiculaires et augmentation de leur volume ; mais elle ne peut être considérée comme le facteur direct de la constitution d'organes ayant une structure de racines.

9° Dans certaines circonstances, l'hétéroauxine produit par contact direct une prolifération des parenchymes des racines formées et donne à l'ensemble l'aspect temporaire d'un pseudo-cal ; elle inhibe l'allongement des racines dont elle a provoqué l'apparition tant que ces racines sont en contact avec la substance.

10° Les boutures de 6 éléments cultivés à la lumière dans des conditions définies dans le texte et traitées par une pâte à 3 % d'hétéroauxine sur le 2e élément forment sur celui-ci des racines dont le nombre est en relation avec le nombre de feuilles laissées sur la bouture. Après 21 jours : 0 feuille 54 racines — 1 feuille 66 racines — 2 feuilles 87 racines.

11° Il est curieux de constater qu'au début (après 9 jours) le nombre des racines formées sur le 2e élément est le même dans les 3 cas, environ 50 racines. Ce fait rend pertinente l'hypothèse qu'il existe dans les boutures au départ de l'expérience une certaine quantité limitée d'éléments utilisés à titre égal pour la formation des premières racines (un certain potentiel radiculaire). Après 9 jours les différences se marquent au prorata de l'activité des feuilles à la lumière.

12° L'administration de saccharose à 1 1/2% élimine l'influence quant à la déficience de sucre de l'amputation d'un nombre de feuilles plus ou moins grand.

Le saccharose augmente la production des racines à titre égal au début pour les boutures à une feuille et pour celles sans feuille ; puis il augmente cette production

à l'avantage des boutures à une feuille. Cette constatation nous suggère que la feuille apporte autre chose qu'une simple quantité de sucre puisque l'expérience est menée en présence d'un excès de saccharose.

13° L'étude de la longueur des racines montre que leur allongement n'est possible, même en présence d'un excès de sucre, qu'à la condition qu'il y ait au moins une feuille présente. Le meilleur résultat de nos essais est obtenu quand il y a les deux feuilles au lieu d'une. L'apport des feuilles, indispensable à l'allongement des racines, est probablement la vitamine B_1 d'après Bonner et R. et M. Bouillenne.

14° Le potentiel radiculaire possédé par les boutures, au moment de l'application d'hétéroauxine sur le 2e élément de tige, est diminué partiellement par le processus d'inanition précédent la mise en expérience. Il consiste dans le maintien des boutures pendant 12 jours à l'obscurité en présence de sucre pendant au moins les 4 derniers jours. Ensuite remises à la lumière, les boutures avec 2 feuilles donnent 40 racines au lieu de 63 racines portées par les témoins non inanitiés.

15° Lorsqu'après avoir subi le processus d'inanition les boutures sont laissées *à l'obscurité* en présence de sucre, elles produisent un nombre minimum de racines (12) sous l'action de l'hétéroauxine.

16° *A la lumière* les plantes inanitiées en présence de sucre constituent de novo dans leurs feuilles des produits qui ne se forment pas à l'obscurité. Il en résulte une formation de racines appréciable.

17° L'action simultanée de l'hétéroauxine sur le 2e élément (avec pâte lanoline 3%,) et à la base (avec solution diluée) montre qu'il se produit après une vingtaine de jours en présence de sucre, ou bien de sucre et d'acides aminés, une diminution du nombre de racines formées aux deux endroits d'application. Cette diminution ne peut être due à une insuffisance de carbohydrates ou d'acides aminés. Ce fait confirme l'hypothèse de Went et de ses collaborateurs qui postulent une mobilisation du matériel nécessaire à la constitution des racines, sous l'influence de l'hétéroauxine.

18° L'hétéroauxine appliquée en pâte à la lanoline à 3 % sur le deuxième élément de tige, produit dans les tissus intéressés par les modifications anatomiques décrites par nous une augmentation temporaire des intensités respiratoires suivie d'une profonde dépression.

En résumé, ce travail met en évidence divers points : bien que le matériel (boutures de *Coleus*) réagisse fortement à l'action de l'hétéroauxine et produise un grand nombre de racines, il révèle que le nombre des racines formées est sous la dépendance de la présence de feuilles à la lumière et se manifeste au prorata du nombre de feuilles laissées ;

qu'au début de l'expérience le nombre de racines est le même dans les boutures sans feuille et celles avec feuilles, ce qui peut ne s'expliquer que par l'existence dans les tissus de la tige d'un potentiel de formation radiculaire provenant des activités foliaires immédiatement antérieures à l'expérience ;

que ce potentiel est diminué fortement par le processus d'inanition utilisé par

Bouillenne pour préparer le matériel servant de « root test » chez *Impatiens Balsamina*.

que les plantes inanitiées, maintenues à l'obscurité après avoir reçu le traitement à l'hétéroauxine ne réagissent à peu près plus à cette substance par une prolifération radiculaire (même en présence de saccharose).

Cette constatation implique nécessairement : que l'hétéroauxine n'est pas le seul facteur spécifique de la néoformation des racines sur les tiges. Comme les expériences sont faites comparativement en présence d'un excès de saccharose et d'acides aminés, le facteur limitant l'action de l'hétéroauxine n'est pas de nature métabolique.

que l'étude du métabolisme des tissus traités à l'hétéroauxine révèle une augmentation des oxydations cellulaires suivie d'une dépression.

que l'étude anatomique montre l'action activante et amplificatrice de l'hétéroauxine, à forte concentration, sur les divisions cellulaires à partir des tissus du cambium et des tissus du phloème proches du cambium interfasciculaire. Mais il est clair dans nos observations que la différenciation des masses de cellules formées en structure typique de racines ne suit pas nécessairement l'apparition de ces masses.

La différenciation de celles-ci en racines est un autre phénomène nécessitant l'intervention d'un facteur d'organisation qui dépend des activités des feuilles à la lumière et qui fut appelé d'après Bouillenne et Went (1933), Rhizocaline.

Ce complexe substantiel entre en combinaison avec l'hétéroauxine et est mobilisé par celle-ci vers les endroits d'application.

BIBLIOGRAPHIE

1. Beadle, G. W, and Ephrussi, B. *Development of eye colors in Drosophila. Transplantation experiments with suppressor of vermillon.* (Pro. Nat. Acad. Sc. U. S. A. **22**, 9, 536, 1936).
2. — *Development of eye colors in Drosophila : The mutants bright and mahogany.* (Amer. Nat. **71**, 732, 91-95, 1937).
3. Bonner D. M. *Activity of the potassium salt of indole-3 acetic acid, in the Avena test.* (Bot. Gaz. **99**, **2**, 408-411, 1937).
4. Bonner J. *Vitamine B_1 a growth factor for higher plant.* (Science **84**, 2198, 183. 1937).
5. — *The role of Vitamin in Plant Development.* (Bot. Review, **3**, 616-640, 1937).
6. — and Addicott Fr. *Cultivation in vitro of excised Pea roots.* (The Bot. Gaz. **99**, 1, 144-170, 1937).
7. Bouillenne R. *Anatomical material for the study of growth differentiation in higher plants.* (Plant Physiol. **3**, 459-471, 1928).
8. Bouillenne R. et Went F. W. *Recher. expér. sur la néof. de racines dans les plantules et les boutures des plantes supérieures (substances formatrices de racines).* (Ann. Jard. Bot. Buitenzorg, **43**, 1933).
9. Bouillenne, R. *L'action des phytohormones, sur la croissance, la division des cellules et l'organogénèse. Etude et Recherches sur les Phytohormones* (Inst. Intern. de Coop. Intellectuelle, Paris, 1938.)
10. Bouillenne, R. et Demaret, F. *Echanges respiratoires en fonction de l'hydratation des tubercules mâles et femelles de Bryonia dioïca, L., au cours de leur cycle végétatif.* (Ann. de Physiologie, (Paris), Tome XI, nº 5, 1935).
11. Bouillenne, R. *L'action des phytohormones sur la croissance, la division des cellules et l'organogénèse.* (Bull. Soc. Roy. Sc. Liège, **11**, 334-344, 1937).
12. Bouillenne, R. et M. *Contribution à l'étude des Facteurs de la Néoformation et de la Croissance des Racines.* (Bull. Soc. Roy. Bot. Belge, **71**, 1, 43-67, 1938).
13. Bouillenne, R. et Bouillenne-Walrand M., *Teneur en auxines des plantules et hypocotyles inanitiés de Impatiens Balsamina, en rapport avec l'organogenèse des racines.* (Bul. Ac. Roy. Sc. Belg., **25** (5me série), 413, 1939).
14. Bouillenne-Walrand M., et Prevot, P. *Sur l'utilisation de la méthode manométrique de Dixon et Keilin pour la mesure de la respiration cellulaire.* (Bull. Soc. Royale des Sc. Liège, nº 12, 1937).

14bis. Boysen-Jensen, P. *Growth hormones in Plants.* Translated and revised by Cj. S. Avery J. and Burhkolder P. R. (Ne-York, 1936).

15. Cooper, W. C. *Hormones in relation to root formation on stem cuttings.* (Plant. Physiol., **10**, 789-794, 1936).

16. Cooper, W. C. *Hormones and root formation.* (Bot. Gaz., **99**, 3, 599-615, 1938).
17. Czaja, A. Th. *Der Einfluss der Streckungswuchstoffe auf die Massen verteilung in der Pflanze.* (Planta, **28** (12) : 354-358, 1938).
18. Delarge, L. *Culture des Méristèmes in vitro.* (Bull. Soc. Roy. Belgique, **71**, (2), 1939).
19. Dixon et Keylin. (Biochem. J. **27**, 86, 1933).
20. Gravis, A. *Fixation au porte objet des coupes faites dans la celloïdine.* (Bull. Soc. Belge de microscopie, t. XXIII, 1897).
21. Harrisson, B. *Histological responses of Iresine Lindenei to indole-acetic acid.* (Bot. Gaz. **99**, 2, 301-338, 1937).
22. Laibach, F. *Versuche mit Wuchsstoffpaste.* (Ber. d. Deutsch. Bot. Gesel. **41**, 386-392, 1933).
23.— *Über die Auslösung von Kallus und Wurzelbildung durch B-Indolylessigsäure.* (Ber. d. Deutsch. Bot. Gesel. **53**, 359-364, 1935).
24. Laibach, F. und Fischnich, O. *Kunstliche Wurzelneubildung mittels Wuchstoffpaste.* (Ber. d. Deutsch. Bot. Gesel., **53**, 528-539, 1935).
25. Laibach, F. und Fischnich, O. *Über eine Testmethode zur prüfung der Kallusbildende wirkung von Wuchstoffe Pasten.* (Ber. d. Deutsch. Ges. **53**, 4, 469-477, 1935).
26. Lek (Van der) H. A. A. *Over de wortelvorming van hartige stekken.* (Mededeel. van de Landbouwhoogeschool te Wageningen, **28**, 1925).
27. Lek (Van der), H. A. A. *On the influence of leaves and buds on regeneration processes in woody cuttings.* (Fifth. internat. Congress. Cambridge, p. 274, 1930).
28. Lysenko. *Fundamental results of research on vernalization of agricultural plants.* Bull. Jarovizacii. N° 4, 1-57. Odessa, 1932.
Physiology of plant developement in breeding work. Semenovadstro. n° 2, 20-31, 1934.
28bis. Moureau, J., *Contribution à l'étude des facteurs organogénétiques de la néoformation des racines.* (Bull. Soc. Roy. Sc. Liége, (12), 1939).
28ter. — , *Etude de l'action de l'hétéroauxine chez* « Coleus », *en rapport avec le nombre des feuilles et l'action de la lumière* (Bul. Soc. Roy. Sc. Liége, (2), 1940).
29. Needham, D. N. and Waddington. *Studies on the nature of the amphibien organization centre.* II. *Induction by synthetic polycyclic hydrocarbons.* (Proc. Roy. Soc. Bot. **117**, 310-317 ; 1935).
30. Neil W. Stuart. *Nitrogen and Carbohydrate metabolism of Kydney Bean Cuttings as affected by treatment with indole acetic acid.* (Bot. Gaz. **100**. (2) 298-232, 1938).
31. Prevot, P. *La néoformation des bourgeons chez les végétaux.* (Mém. Soc. Roy. des Sc. de Liège, 4e S. Tome III. 1939).
32. Rogenhofer, G. *Wirkung von Wuchsstoffen auf die Kallusbildung bei Holzstecklingen.* (Ak. der Wiss. Wien). I. **145**. 3-4, 81-99, 1936
II. **145**. 5-6, 179-195, 1936).
33. Snow, R. *Growth regulators in plants.* (New Phytol. **31**, 336-353, 1932).
34. — *The nature of the cambial stimulus.* (New Phytol. **32**, 288-296, 1933).
35. — *Activation of cambial growth by pure hormones.* (I Nature **135**, 876. 1935 II. New Phytol. **34**, 347-360, 1935).
36. Söding, H. *Über den Einfluss von Wuchsstoff auf das Dickenwachstum der Bäume.* (Ber. d. Deutsch. Bot. Gesel. **54**, 291-304, 1935.)

37. Speehman. *Neue Arbeiten über Organization in der tierische-Entwicklung.* (Natur-Wissenschaften **15**, (48/49) : 946-951, 1927).
38. Taylor, R. Alexander. *Carbohydrates of Bean plants after treatment with indole-3-acetic acid.* (Plant. Physiol. **13**, (4), 845-858, 1938).
39. Thimann, K. V., and Koepfli, J. B. *Identity of the growth promoting and root-forming substances of plants.* (Nature **135**, 101, 1935.)
40. Went, F. W. *Wuchsstoff und Wachstum.* (Rec. Trav. Bot. Neerl. 25, 1-116, 1928).
41. — Went, F. W. *On a substance causing root formation* (Proc. Kn. Akad. Wetensch. Amsterdam. **32**, 35-39. 1929).
42. *A testmethode for rhizocaline, the root forming substance.* (Proc. Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam **37** (445-455), 1934).
43.— *Hormones involved in root formation* (Proc. 6 th. Int. Bot. Congr. **2**, 267-269, 1935).
44.— *Auxin the plant growth hormone* (Bot. Rev., **1**, 162-182, 1935).
45.— *Transplantation experiments with Peas.* (Amer. J. of. Bot. **25**, 1, 44-55, 1938).
46. — *Specific factors other than auxin affecting growth and root formation.* (Plant. Physiol., **13**, 55-80, 1938).
47. — And Thimann, K., *Phytohormones* (Mc. Millan, New York, 1937).

SÉANCE DU 1er DÉCEMBRE 1940

Présidence de M. P. MARTENS, Président.

La séance est ouverte à 14 h. 30.

Sont présents : MM. Autome, Castagne, Conard, Desguin, Dupréel, Duvigneaud, Ferrand, Ghysels, Hauman, le Révérend Père Henrard, M. l'abbé Jungers, M. Kufferath, Melle Lejour, MM. Matagne, Persy, Robyns, Melle Spirlet, MM. Van Hoeter, Van Meel, van Oye et le secrétaire.

Ont excusé leur absence : MM. Beeli, Culot, de Wildeman, Melle Gremling, MM. Homès, Lathouwers, Manil, E. Van Aerschot, Verplancke.

M. le Président rend hommage à la mémoire de M. Ch. Sladden, P. Tiberghien, membre de la Société, à celle de MM. Delarge et R. Mosseray, membres de la Société morts pour la Patrie. Il associe à ce dernier hommage le fils de notre confrère H. Kufferath également mort pour la Patrie.

L'assemblée entend les communications suivantes :

A. CONARD. — Sur les noyaux de *Pinguicula vulgaris* (voir ce Bulletin, p. 201).

H. KUFFERATH. — Microfossiles (voir ce Bulletin, p. 226).

P. DUVIGNEAUD. — Les Lichens du Congo Belge.

La flore lichénique du Congo belge n'est guère connue aujourd'hui que par l'étude de quelques récoltes effectuées sur les pentes du Ruwenzori. Cependant, une abondante moisson de Lichens a été faite sur l'ensemble du territoire congolais par nos coloniaux et par nos botanistes en voyages d'étude.

Les nombreux échantillons conservés au Jardin Botanique de l'État à Bruxelles sont actuellement travaillés par l'auteur. Celui-ci donne quelques considérations générales sur les genres *Coenogonium* et *Theloschistes*.

La séance est levée à 17 heures.

SUR LA SUBSTANCE PARTICULIÈRE CONTENUE DANS LES NOYAUX CELLULAIRES DE *PINGUICULA VULGARIS* L.

PAR A. CONARD

Dans une communication que nous avons faite à Liège, au Congrès de l'Eau (juillet 1939), nous avons exposé les résultats de nos observations sur la structure des noyaux cellulaires des hibernacles de *Pinguicula vulgaris*.

Les hibernacles ont été débarrassés de leurs feuilles les plus externes. Ils ont été fixés au Regaud IV et colorés à l'hématoxyline au fer. Les portions fixées comprennent une souche portant un point végétatif entouré de jeunes feuilles enroulées de telle manière que chacune d'elles entoure les précédentes. La souche contient deux ou trois jeunes racines encore incluses à l'intérieur de ses tissus (fig. A).

Les cellules du point végétatif proprement dit (fig, A et 1).

Le point végétatif est un mamelon qui mesure environ 200 μ de diamètre et 80 μ de hauteur. Les cellules qui le composent mesurent ± 15 μ × 9 μ. Le cytoplasme contient des mitochondries punctiformes très nombreuses. Le noyau est plus ou moins sphérique et mesure ± 8 μ de diamètre. La membrane nucléaire est peu visible. Ce sont les mitochondries qui dessinent nettement le contour des noyaux. La caryolymphe est incolore et ne contient aucun corpuscule coloré. Le nucléole a pris fortement l'hématoxyline au fer, il est plus ou moins sphérique et mesure ± 1,7 μ de diamètre. Contre le nucléole, on observe un ou plusieurs corpuscules très petits, fortement colorés. Ceux-ci apparaissent comme des protubérances ou des appendices nucléolaires qui peuvent être pédonculés (fig. 4).

Les cellules de la base de la troisième feuille (fig. A, 2 et 3).

La base de la troisième feuille comprend 7 assises cellulaires au niveau considéré. Les cellules mesurent ± 18 μ × 18 μ. Leur cytoplasme contient de nombreuses mitochondries filamenteuses très longues et des vacuoles rondes en petit nombre (4,5 μ

de diamètre). Le noyau est plus ou moins sphérique ou elliptique ($\pm$ 7,5 μ × 5,2 μ). La caryolymphe est incolore. Le nucléole plus ou moins sphérique a pris fortement l'hématoxyline et mesure $\pm$ 1,7 μ. A côté de celui-ci se trouve fréquemment une petite plaque qui, quand elle est bien orientée, apparaît comme un carré ou un rectangle parfaits. Ces plaques sont colorées en bleu par l'hématoxyline. Quand elles sont très petites ($\frac{1}{2}$ μ de côté), elles se voient assez difficilement. Mais, comme la caryolymphe est absolument exempte de tout corpuscule coloré, leur visibilité est malgré tout suffisante. Quand elles sont plus grandes (2,3 μ × 1,5 μ) ou quand elles se présentent de profil comme de petits traits noirs, on les observe bien plus aisément. Elles paraissent parfois rattachées au nucléole par un tractus très mince (fig. 3).

Les cellules de la cinquième feuille (fig. A,5 et 6).

La cinquième feuille comprend onze assises cellulaires à l'endroit considéré. Les cellules mesurent $\pm$ 35 μ × 29 μ. Leur cytoplasme contient des mitochondries filamenteuses, de nombreux grains d'amidon et des vacuoles rondes plus ou moins nombreuses. Les noyaux sont fortement déformés par les grandes plaques cristallines qu'ils contiennent. Leurs contours se voient fort mal. Tout se passe comme s'ils s'étaient étalés dans le plan des plaques, ils sont plus ou moins lenticulaires. Vu parallèlement à l'axe, le noyau paraît plus ou moins circulaire, elliptique ou même carré (fig. 6). Un noyau mesure 12 μ × 8 μ. Les plaques de plus ou moins grandes dimensions sont superposées et un examen attentif permet de les discerner les unes des autres. Elles sont cependant vivement colorées en bleu. Vu perpendiculairement à l'axe, le noyau apparaît, dans les cas extrêmes, comme un fuseau plus ou moins aigu, dans l'axe duquel se trouvent une ou deux piles de plaques se présentant par la tranche (12,8 μ × 4,6 μ). Elles sont fortement colorées en bleu-noir (fig. 5). Dans le premier cas, le nucléole plus ou moins arrondi, coloré en noir (2,3 μ), se voit par transparence au travers des plaques ou se trouve au-dessus d'elles. Dans le second, le nucléole plus ou moins elliptique (2,6 μ × 1,5 μ) est situé à côté de la pile de plaques. Les plus grandes plaques mesurent $\pm$ 7 μ × 5 μ. Parfois, on retrouve à côté du nucléole le ou les corpuscules noirs dont il a été question pour les cellules méristématiques, ils apparaissent comme des protubérances nucléolaires. La caryolymphe est incolore et ne contient aucun corpuscule coloré en dehors du nucléole et des plaques.

Les cellules de la onzième feuille (fig. A,7 et 8).

La onzième feuille contient un faisceau plus ou moins axial de cellules (8, dans la coupe) fortement allongées. En dehors de ces éléments, elle comprend six assises de cellules vers la face supérieure et une douzaine d'assises de cellules vers la face inférieure à l'endroit considéré.

Les cellules sont grandes. Elles mesurent 60 μ × 35 μ. Leur cytoplasme contient des mitochondries, des plastes, de gros grains d'amidon et de grandes vacuoles à suc cellulaire. Les noyaux ont le même aspect que dans la cinquième feuille. Les plaques

qui s'y trouvent sont plus grandes et plus nombreuses. Un noyau vu de profil mesure 19 μ × 7 μ. Il renferme une dizaine de plaques énormes mesurant plus de 10 μ de côté. La figure 8 représente un noyau géant bien plus grand que la cellule méristématique entière, les plaques cristallines très nombreuses y sont orientées perpendiculairement au grand axe.

RÉSUMÉ DES OBSERVATIONS FAITES SUR LES HIBERNACLES.

	Cellule	Noyau	Nucléole	Plaques cristallines	Nombre
Point végétatif	15 μ × 9 μ	8 μ	1,7 μ	protubérances nucléolaires	petit
feuille 3	18 μ × 18 μ	7,5 μ × 5,2 μ	1,7 μ	$\frac{1}{2}$ μ à 2,3 μ × 1,5 μ	1
feuille 5	35 μ × 20 μ	12,8 μ × 4,6 μ	2,3 μ	7 μ × 5 μ	± grand
feuille 11	60 μ × 35 μ	19 μ × 7 μ	3,2 μ	± 10 μ	grand.

En réunissant dans un tableau les résultats des observations, nous constatons que les noyaux cellulaires de *Pinguicula vulgaris* sont le siège d'une activité particulière : il se forme à côté du nucléole des plaques cristallines qui sont très petites (½μ) dans les méristèmes et qui deviennent de plus en plus grandes et de plus en plus nombreuses à mesure que les cellules sont plus différenciées.

Observations faites sur les plantes en pleine végétation (fig. B).

Pendant les mois de juin et de juillet 1939, nous avons eu à notre disposition des *Pinguicula vulgaris* venant de Danemark. Nous remercions notre collègue, le professeur Jessen, Directeur du jardin botanique de l'Université de Copenhague, de nous les avoir aimablement envoyés. Nous n'avons fait qu'un très petit nombre d'observations sur le matériel vivant, mais nous avons retrouvé sans aucune peine les plaques cristallines carrées ou rectangulaires dans les noyaux des cellules des feuilles. Nous avons fixé par le Regaud IV des points végétatifs entourés des plus jeunes feuilles et nous avons coloré nos préparations à l'hématoxyline au fer. Notre collègue, le professeur Jean Brachet, qui s'est particulièrement occupé de l'étude chimique des constituants nucléaires, a bien voulu colorer un certain nombre de nos préparations par la méthode de Feulgen et nous l'en remercions vivement.

Les portions de plantes fixées comprennent une souche portant un point végétatif entouré d'un petit nombre de jeunes feuilles enroulées de telle manière que chacune d'elles entoure les précédentes. La souche contient deux ou trois jeunes racines encore incluses à l'intérieur de ses tissus. La région centrale de la plante en pleine activité physiologique a donc la même structure que l'hibernacle.

Les cellules du point végétatif proprement dit (fig. B et 9).

Les cellules du point végétatif proprement dit mesurent environ 12 μ × 8 μ. Les

mitochondries ne se sont pas colorées dans le cytoplasme et on ne les voit pas. La membrane nucléaire est peu visible. Le noyau est plus ou moins sphérique et mesure 7 μ de diamètre. Ce sont des corpuscules chromatiques très nombreux qui indiquent, par leur présence contre la membrane nucléaire, les contours du noyau. La caryolymphe est légèrement grisâtre. Le nucléole teinté en gris-bleu paraît plus vivement coloré à sa périphérie, il mesure ± 2,2 μ. En général, c'est au voisinage du nucléole que se trouvent les plus gros corpuscules chromatiques, ils sont intensément colorés en bleu-noir et ont des contours anguleux. Ils sont souvent en contact direct avec le nucléole ou lui sont parfois rattachés par un tractus délicat. Rarement, ils se trouvent à l'intérieur du nucléole.

Tous les noyaux interphasiques et prophasiques que l'on peut distinguer par la taille les uns des autres ont la même structure : on y voit de très nombreux corpuscules chromatiques qui sont accolés à la membrane nucléaire ou qui se trouvent au voisinage du nucléole.

Parmi ces corpuscules chromatiques, il y en a souvent plusieurs qui se distinguent par leur taille, leurs contours anguleux et leur position près du nucléole. Parmi eux se trouvent aussi les chromosomes dans les noyaux prophasiques et les prochromosomes dans les noyaux interphasiques. Afin de trouver les caractères distinctifs de ces éléments, nous avons étudié les chromosomes dans les plaques équatoriales.

On observe difficilement les chromosomes dans la plaque équatoriale parce que celle-ci est un disque chromosomio-nucléolaire (Conard 1939) : les chromosomes sont plongés dans la substance nucléolaire. Cependant, on se rend facilement compte que les chromosomes métaphasiques vus perpendiculairement au fuseau sont constitués de deux chromatides punctiformes qui mesurent chacune $^1/_3$ μ de diamètre. En vue polaire, les chromosomes sont difficiles à observer, il y en a environ une cinquantaine distribués dans un disque nucléolaire chromophile qui mesure 5 μ de diamètre. La visibilité des chromosomes est mauvaise pour des raisons dont nous aurons à parler plus tard. Quand on les distingue avec netteté, ils apparaissent comme des points qui mesurent $^1/_3$ μ de diamètre. Nous pouvons en conclure : 1) que les chromosomes métaphasiques sont constitués de deux chromatides punctiformes qui mesurent chacune $^1/_3$ μ de diamètre (fig. 11) ; 2) que les chromosomes prophasiques vont apparaître comme des points qui ont $^1/_3$ μ ou des bâtonnets qui mesurent $^2/_3$ μ de longueur ; 3) que les chromosomes interphasiques ou les prochromosomes sont formés par une seule chromatide de $^1/_3$ μ dans les noyaux-fils et de deux chromatides des mêmes dimensions dans les noyaux aptes à la division. L'observation montre qu'il en est ainsi.

En résumé, on observe dans les noyaux des cellules méristématiques des chromosomes ou des prochromosomes et des corpuscules chromatiques que nous désignerons dorénavant sous le nom de plaques chromatiques. Celles-ci sont polygonales quand on les regarde de face. Elles apparaissent comme des bâtonnets quand on les voit par la tranche. Elles se trouvent en général tout près du nucléole et paraissent parfois lui être rattachées par un tractus délicat. Elles mesurent en moyenne un peu plus d'un micron et se distinguent souvent fort bien des chromosomes. On les trouve

dans tous les noyaux : prophasiques, télophasiques et interphasiques ; et nous nous sommes demandé ce qu'elles devenaient pendant la métaphase et l'anaphase.

La caryocinèse (fig. 11, 12, 13, 14 et 15).

Nous ne décrirons pas la division nucléaire dans tous ses détails. Nous nous bornerons à fixer notre attention sur quelques points.

A la fin de la prophase, le nucléole gonfle. Les plaques chromatiques qui se trouvent dans son voisinage immédiat y pénètrent et tout se passe comme si elles communiquaient leur chromophilie au nucléole tout entier. La caryolymphe est entièrement décolorée tandis que le nucléole est fortement teinté en bleu noir. Nous n'avons pas trouvé dans nos préparations de stades intermédiaires entre celui que nous venons de décrire et la métaphase. Cela semble indiquer que le temps qui s'écoule entre ces deux étapes est très court. Cependant, la structure de la plaque équatoriale nous renseigne complètement sur ce qui s'est passé. En effet, la substance nucléolaire très chromophile s'est transformée en un disque qui mesure $^2/_3 \mu$ d'épaisseur et 5 μ de diamètre. Celui-ci contient toutes les paires de chromatides orientées parallèlement à l'axe du disque et du fuseau. Tout s'est donc passé : 1° au cours d'une première phase, comme si la substance nucléolaire avait continué son gonflement tandis que tous les chromosomes pénétraient dans sa masse ; 2° au cours d'une seconde phase, comme si la substance nucléolaire s'était condensée avec les chromosomes en un disque chromosomio-nucléolaire. Nous connaissons bien ces phénomènes pour les avoir observés in vivo chez les Spirogyra (1939), ils doivent se dérouler ici exactement sur le même plan.

Le disque chromosomio-nucléolaire est donc constitué par la substance nucléolaire qui est très chromophile et par les chromosomes qui sont restés très chromophiles aussi. Les plaques chromatiques ne sont plus facilement visibles. Elles ont perdu leur chromophilie et l'on a beaucoup de peine à les retrouver. Cependant, on les observe assez bien quand elles se trouvent dans l'un des demi-fuseaux à côté de la plaque équatoriale (fig. 11) vue de profil. Dans les plaques équatoriales observées en vue polaire, elles sont invisibles. Cependant, elles rendent, par leur présence, la visibilité des chromosomes très mauvaise : on distingue des plages claires, d'un éclat particulier, dont les limites sont fort imprécises. Pendant l'anaphase, les plaques chromatiques sont toujours décolorées. A la télophase, dans les noyaux-fils en construction, elles paraissent sortir très chromophiles du nucléole naissant qui est en voie de contraction (fig. 13, 14 et 15). Elles sont parfois rattachées à ce dernier par un tractus très mince (fig. 13), parce qu'une petite quantité de substance nucléolaire y est restée adhérer et a été étirée par la condensation du nucléole. La substance nucléolaire est très chromophile dans le nucléole naissant. Dans les noyaux-fils construits, le nucléole est faiblement chromophile, les plaques chromatiques le sont fortement, les chromosomes le sont moins.

Les plaques chromatiques sont Feulgen positives.

Les chromosomes, les prochromosomes et les plaques chromatiques sont Feulgen positives : elles prennent la coloration rouge légèrement violacée qui caractérise l'acide thymonucléique. Les nucléoles sont Feulgen négatifs ; ils apparaissent colorés en jaune clair. Nous n'avons jamais observé de nucléoles colorés en rouge au début de leur gonflement et nous n'y avons jamais vu de plaques chromatiques contrairement à ce que nous avons observé pour les colorations à l'hématoxyline. La substance nucléolaire est fortement colorée en rouge dans le disque chromosomio-nucléolaire et dans le nucléole naissant.

Les cellules des premières feuilles.

Les cellules de la deuxième feuille sont entièrement pareilles à celles qui constituent le point végétatif. Une grosse cellule qui paraît prête à se diviser mesure 15 μ × 10 μ. On n'observe pas de mitochondries dans le cytoplasme mais on y voit quelques petites vacuoles. Le noyau plus ou moins sphérique mesure 6 μ de diamètre. Les prochromosomes sont peu visibles mais on voit fort bien des plaques chromatiques fortement colorées en bleu-noir. L'une d'entre elles possède un éclat particulier et mesure 1½ μ. Elle se trouve à côté du nucléole qui est assez volumineux (2½ μ).

Dans un autre noyau (7 μ × 6 μ), les chromosomes sont nombreux et bien visibles, ils mesurent $^1/_3$ μ d'épaisseur et environ $^2/_3$ μ de longueur. Il contient deux plaques chromatiques dans sa caryolymphe, le nucléole en renferme une qui est rectangulaire, elle mesure 1 ½ μ × $^3/_4$ μ (fig. 10).

Dans les quatre premières feuilles, les noyaux ont la même structure. Cependant certaines cellules sont plus grandes parce qu'elles ont de grandes vacuoles à suc cellulaire. Une cellule de la quatrième feuille mesure 20 μ × 10 μ, son noyau mesure 6 μ de diamètre. Celui-ci contient une plaque chromatique de 1 ½ μ × 1 μ.

En résumé, les noyaux des cellules des premières feuilles ont la même structure que ceux des cellules du point végétatif. On y observe des prochromosomes ou des chromosomes et des plaques chromatiques qui se trouvent en général au voisinage du nucléole.

Les cellules des feuilles moyennes (feuille 8), (fig. B, 16, 17, 18 et 19).

La feuille marquée 8 sur le dessin B a neuf assises de cellules d'épaisseur dans la région considérée. Les cellules moyennes mesurent environ 20 μ × 12 μ. La vacuole à suc cellulaire occupe presque tout le volume de la cellule. Les noyaux isodiamétriques mesurent environ 5 μ. Par conséquent, dans les feuilles qui sont un peu éloignées du point végétatif, les cellules ont commencé leur différenciation et leurs potentialités mitotiques sont fortement atténuées. Dans certains territoires, les noyaux se présentent avec un aspect bien particulier. La caryolymphe est fortement colorée et les contours des noyaux sont nettement délimités, ils sont le plus souvent polygonaux. Le nucléole (1,8 μ) paraît peu ou pas coloré. Les prochromosomes et les chromosomes

sont peu visibles, mais, quand ils sont observables, ils apparaissent comme dans les noyaux du point végétatif.

Les plaques chromatiques se présentent sous deux aspects : ou bien, elles se trouvent simplement à côté du nucléole comme dans les cellules méristématiques, ou bien, elles paraissent encapsulées dans une vacuole appliquée souvent contre le nucléole. La présence de plaques chromatiques à l'intérieur de vacuoles est caractéristique pour un certain état physiologique déterminé sans doute par la différenciation cellulaire. Les vacuoles sont comme coupées à l'emporte-pièce, elles se détachent en clair sur la caryolymphe fortement colorée en bleu. Elles ont des formes assez variables : elles paraissent plus ou moins polygonales ou circulaires. Vues dans une direction perpendiculaire, elles apparaissent comme de longs rectangles ou comme des fuseaux. Elles sont plus ou moins grandes, elles mesurent de $\pm 1\,\mu$ à $4\,\mu$ dans leurs plus grandes dimensions. Elles contiennent des plaques chromatiques qui se colorent plus ou moins intensément par l'hématoxyline. Vues par la tranche, ces dernières apparaissent comme des traits bleu-noir. Perpendiculairement à cette direction, elles sont polygonales, leurs angles sont plus ou moins vifs ou arrondis suivant les cas. Leurs dimensions sont assez variables : les plus petites mesurent une fraction de micron alors que les plus grandes atteignent jusqu'à $3\,\mu$. Elles occupent en général le centre de la vacuole, elles sont alors bien visibles. Elles paraissent parfois collées contre la paroi vacuolaire, leur visibilité est alors beaucoup moins bonne. Les plaques qui se trouvent directement dans la caryolymphe sont Feulgen positives. Celles qui sont encapsulées dans une vacuole sont Feulgen négatives.

Dans une cellule de $16\,\mu \times 13\,\mu$, le noyau mesure $6{,}5\,\mu \times 5\,\mu$ et le nucléole $2{,}2\,\mu$. Ce dernier se trouve à côté d'une vacuole triangulaire qui mesure $4\,\mu$ (base du triangle) sur $2{,}3\,\mu$ (hauteur du triangle), elle contient une plaque chromatique triangulaire colorée en bleu qui mesure $3\,\mu \times 1{,}8\,\mu$ (fig. 19).

En résumé, tout se passe comme si la caryolymphe qui est chargée positivement dans le point végétatif devenait chargée négativement dans les noyaux des cellules de certaines régions des feuilles se trouvant à une phase déterminée de leur différenciation. La caryolymphe est toujours près de son point isoélectrique dans le point végétatif et nous assistons probablement ici à un renversement de sa charge électrique. La caryolymphe se conduit comme un gel : elle prend en masse une forme géométrique qui apparaît au microscope avec des contours polygonaux. Elle paraît microscopiquement homogène. Les plaques chromatiques paraissent pouvoir se présenter ici sous deux aspects différents. Les unes se trouvent directement dans la caryolymphe et le plus souvent au voisinage du nucléole. Les autres apparaissent dans une vacuole souvent juxtaposée au nucléole. Elles se colorent toutes par l'hématoxyline au fer, les premières sont Feulgen positives, les secondes Feulgen négatives.

Les bases des feuilles assimilatrices (feuilles 11 et 13).

Comme nous avons enlevé complètement les feuilles assimilatrices externes et coupé les feuilles suivantes, nous n'avons étudié que la base de ces dernières. Les cellu-

les y sont très grandes et complètement différenciées. La vacuole à suc cellulaire occupe presque entièrement le volume cellulaire. Les plastes contiennent de gros grains d'amidon. Les noyaux les plus volumineux se présentent avec des contours elliptiques, ils ont un aspect très particulier. La caryolymphe paraît avoir donné naissance par démixtion à un réseau très faiblement chromophile et à une phase non structurée, non chromophile qui baigne la première. Les prochromosomes se trouvent à la périphérie du noyau dans les travées du réseau. Le nucléole est plus ou moins englobé dans les mailles du réseau. A côté de celui-ci, il peut y avoir des plaques chromatiques pareilles à celles que l'on trouve dans les noyaux du point végétatif, elles mesurent de ½ μ à 2 μ.

Un noyau a la structure que nous venons de décrire dans une cellule qui mesure 35 μ × 20 μ. Il mesure 5,2 μ de diamètre. Un petit nombre de prochromosomes sont vivement colorés. On observe deux plaques chromatiques à côté du nucléole qui mesure 1,5 μ.

A côté du nucléole, on trouve encore dans de nombreux noyaux des plaques chromatiques encapsulées dans une vacuole. Une cellule dont le noyau présente cette structure mesure 35 μ × 22 μ. Le noyau mesure 6,5 μ, le nucléole 1,8 μ et la plaque qui est dans la vacuole, 2,3 μ.

Tout se passe dans certains noyaux comme si leurs vacuoles s'étaient considérablement développées. Elles déterminent alors un ballonnement plus ou moins considérable du noyau. Le réseau tapisse la membrane nucléaire tandis que la ou les vacuoles occupent presque tout le volume nucléaire (fig. 20). Entre les vacuoles, on observe un réseau délicat à très grandes mailles. Des travées très minces traversent aussi les vacuoles et paraissent soutenir les plaques cristallines qui s'y trouvent. La taille de ces plaques est très variable. Leur colorabilité par l'hématoxyline semble varier aussi. Le nucléole est plus ou moins coloré en bleu, il est englobé dans le réseau périphérique et est adossé à la membrane nucléaire. Il paraît souvent largement en contact avec la vacuole. La caryolymphe, phase structurée et phase non structurée, de même que le nucléole, les plaques chromatiques encapsulées, les plaques cristallines et les vacuoles qui les contiennent sont Feulgen négatifs. Les prochromosomes et les plaques chromatiques qui peuvent voisiner avec le nucléole sont Feulgen positifs.

Une cellule prise au hasard mesure 110 μ × 40 μ. Son noyau est aussi grand qu'une cellule méristématique entière, il mesure 12 μ × 8 μ, son nucléole 2,2 μ, ses plaques cristallines 5 μ.

En résumé, ce qui caractérise les noyaux des cellules de la base des feuilles fonctionnelles, c'est le comportement de la caryolymphe et la présence de vacuoles qui peuvent déterminer leur ballonnement. Les grandes vacuoles contiennent plusieurs plaques cristallines rectangulaires ou carrées plus ou moins grandes. La caryolymphe paraît représentée par deux phases : l'une constitue un réseau, tandis que l'autre semble non structurée et baigne la première. Les prochromosomes se trouvent sur les travées du réseau et les plaques chromatiques voisinent avec le nucléole.

RÉSUMÉ DES OBSERVATIONS FAITES SUR LES PLANTES EN PLEINE VÉGÉTATION.

Nature des tissus	Cellule	Noyau	Nucléole	Plaques chromatiques F +	Plaques chromatiques F —	Plaques cristallines
Point végétatif	12 μ × 8 μ	7 μ	2,2 μ	± 1 μ	—	—
feuille 2	15 μ × 10 μ	6 μ	2,5 μ	1,5 μ	—	—
feuille 2	14 μ × 13 μ	7 μ × 6 μ	2,5 μ	1,5 μ × 3/4 μ	—	—
feuille 4	20 μ × 10 μ	6 μ	—	1,5 μ × 1 μ	—	—
feuille 8	20 μ × 12 μ	5 μ	1,8 μ	± 1 μ	—	—
feuille 8	16 μ × 13 μ	6,5 μ × 5 μ	2,2 μ	± 1 μ	3 μ × 1,8 μ	—
feuilles 11 et 13	35 μ × 20 μ	5,2 μ	1,5 μ	± 1 μ	—	—
feuilles 11 et 13	35 μ × 22 μ	6,5 μ	1,8 μ	± 1 μ	2,3 μ	—
feuilles 11 et 13	110 μ × 40 μ	12 μ × 8 μ	2,2 μ	± 1 μ	—	5 μ

Au cours de la différenciation cellulaire, les noyaux de *Pinguicula vulgaris* subissent des transformations qui méritent de retenir l'attention. La taille des noyaux diminue tout d'abord et puis s'accroît, parfois considérablement, dans les cellules différenciées. Les chromosomes sont extrêmement petits et très nombreux, il y en a probablement une cinquantaine. Ils sont toujours représentés et conservent les mêmes caractères. Dans les noyaux fixés, ils se présentent toujours sous une forme condensée. Ils sont Feulgen positifs.

Tout se passe comme si la caryolymphe chargée positivement dans les méristèmes subissait un renversement de sa charge électrique au cours de la différenciation cellulaire. Sous l'effet de la fixation, elle paraît se prendre alors en une masse homogène à contours polyédriques qui se colore énergiquement par l'hématoxyline au fer. A un stade plus avancé, fixée, la caryolymphe paraît donner naissance, démixtion à deux phases dont l'une est réticulée et l'autre homogène. Elle est toujours Feulgen négative.

La taille du nucléole a une tendance à décroître avec l'avancement de la différenciation cellulaire puis à croître dans la cellule différenciée. Le nucléole est toujours Feulgen négatif. Mais la substance nucléolaire associée avec les chromosomes pour constituer le disque chromosomio-nucléolaire est Feulgen positive. Elle conserve ce caractère dans les demi-disques anaphasiques et dans les nucléoles naissants jusqu'à un certain stade de la construction des noyaux-fils.

Le noyau contient en outre des organites que l'on ne rencontre pas normalement dans d'autres noyaux. Dans les méristèmes fixés, on les trouve à côté du nucléole où ils constituent de petites plaques chromatiques qui mesurent d'une fraction de μ à 2 μ. Ils prennent énergiquement l'hématoxyline au fer et sont Feulgen positifs.

Ils perdent leur chromophilie à la fin de la prophase, pendant la métaphase et l'anaphase. Ils sont transportés dans les noyaux-fils par les demi-disques chromosomio-nucléolaires ou par les demi-fuseaux. On les observe dans un grand nombre de noyaux à tous les stades de la différenciation cellulaire. Au moment où la charge électrique de la caryolymphe est inversée, les plaques chromatiques se colorant en bleu par l'hématoxyline et Feulgen négatives se trouvent à l'intérieur de vacuoles. A ce stade, l'activité mitotique des cellules est déjà considérablement diminuée. Quand les cellules sont complètement différenciées, la caryolymphe donne naissance à deux phases dont l'une est réticulée et l'autre homogène et les vacuoles nucléaires se dilatent considérablement en provoquant le ballonnement du noyau. Elles contiennent des plaques cristallines carrées et rectangulaires en nombre variable.

En considérant ces faits, on acquiert l'impression qu'une substance particulière se trouve dans les noyaux des cellules de *Pinguicula vulgaris* et qu'elle n'inhibe ni la croissance (y compris la division) ni la différenciation cellulaire. Les molécules constituant cette substance sont agglomérées autour du nucléole et sont agglutinées en plaques dont les plus grandes dimensions ne dépassent pas 2 μ. Ces plaques sont imprégnées d'acide thymonucléique qui ne disparaît que pendant le temps très court de la métaphase, de l'anaphase et du début de la télophase. Elles le perdent définitivement au moment où elles sont encapsulées dans une vacuole. Leur croissance s'y poursuit cependant. Elles cristallisent dans la vacuole considérablement accrue.

Nous pensons que cette substance est nocive pour le noyau. Sa toxicité est neutralisée dans les cellules méristématiques, mais elle se manifeste vivement dans les noyaux ballonnés des cellules différenciées dont elle entraîne la mort.

Conclusions des observations faites sur les plantes en pleine végétation et sur les hibernacles.

La formation des hibernacles peut être considérée comme une conséquence de la présence d'une substance particulière. En effet, à un certain stade du développement, les feuilles assimilatrices meurent et la plante réduite au bourgeon interne est constituée uniquement par les feuilles centrales enroulées les unes autour des autres et serrées autour du point végétatif. Celui-ci termine une souche trapue. Pour autant que nous ayons pu en juger, les portions externes de la souche meurent et sont éliminées avec les feuilles assimilatrices. Il en est probablement de même pour l'appareil radiculaire. L'appareil radiculaire de l'hibernacle comprend deux ou trois jeunes racines nées des portions les plus internes de la souche, elles sont encore incluses à l'intérieur de celle-ci.

L'hibernacle privé de feuilles et de racines physiologiquement actives passe par un long repos. A la faveur de ce dernier, la cristallisation se poursuit et des plaques cristallines énormes et nombreuses sont formées dans tous les noyaux des feuilles les plus externes. Une certaine déshydratation accompagne et favorise ce phénomène. On n'observe jamais de vacuoles dans les noyaux des hibernacles. Des plaques de

plus en plus petites et de moins en moins nombreuses se développent dans les feuilles de plus en plus jeunes. Elles n'existent qu'à l'état de traces à côté du nucléole dans les noyaux des cellules du point végétatif.

Nous n'avons pas encore eu l'occasion de suivre le réveil de l'hibernacle. Mais tout semble indiquer que ses feuilles les plus externes, dont les noyaux sont riches en plaques cristallines, sont éliminées comme des écailles et que le développement de la plante se fait à partir des feuilles internes dont les noyaux sont le moins encombrés de plaques cristallines. S'il en est ainsi, ce que nous saurons bientôt, nous pourrons dire que la plante se débarrasse de ses tissus les plus riches en substance particulière et que cette dernière peut être considérée comme toxique.

Examen des faits et interprétation de ceux-ci.

Nos observations ont mis en évidence une série de faits que nous allons essayer d'expliquer.

Les faits : 1) Il y a dans la plupart des noyaux de *Pinguicula vulgaris* une substance particulière.

2) Les noyaux des cellules assimilatrices sont profondément modifiés par l'abondance de la substance particulière.

3) Les noyaux des cellules des feuilles de plus en plus jeunes sont de moins en moins riches en substance particulière.

4) Le point végétatif de la plante en pleine activité physiologique en contient très peu.

5) Le point végétatif de l'hibernacle est pauvre en substance particulière même après un long repos.

Interprétation.

1) *Où se forme la substance particulière ?*

Les noyaux des cellules assimilatrices étant les plus riches en substance particulière, il paraît logique de penser qu'elle est formée dans les cellules des feuilles physiologiquement actives.

2) *A partir de quels matériaux se forme-t-elle ?*

Comme les méristèmes en contiennent comparativement fort peu et comme le point végétatif de l'hibernacle ne s'enrichit pas en substance particulière même après un long repos, il est évident qu'elle ne se forme pas à partir du protoplasme lui-même mais aux dépens des produits de l'activité photosynthétique.

3) *Comment arrive-t-elle dans le point végétatif ?*

Les feuilles étant les organes de la nutrition des végétaux sont le point de départ

d'un courant chargé de matériaux de construction nécessaires à la formation de cellules nouvelles, se rendant dans les méristèmes. Bien que les noyaux des cellules assimilatrices retiennent énergiquement la substance particulière, de petites quantités de celle-ci sont entraînées par le courant nutritif dans les cellules en croissance qui se divisent activement.

4) *Pourquoi pénètre-t-elle et s'accumule-t-elle dans les noyaux ?*

La cellule en croissance est le siège de l'édification et de la mise en place des matériaux qui lui arrivent. Comme les matrices d'une linotype tombent automatiquement dans le casier qui leur correspond d'après leur découpage, les molécules y sont triées d'après leur structure. Il est donc logique de penser que la substance particulière qui pénètre dans le noyau a la structure chimique des protéines nucléaires.

5) *Quelle est la nature de la substance particulière ?*

L'un des constituants les plus importants du noyau est le chromosome et l'une des particularités les plus caractéristiques et la mieux définie de ce dernier est sa liaison avec l'acide thymonucléique. Si la substance particulière montre la même affinité pour l'acide thymonucléique que les chromosomes, nous pourrons en conclure qu'elle a une structure chimique voisine de celle du chromosome. Nos observations ont montré qu'il en est ainsi et nous pouvons considérer que la substance particulière appartient au groupe des nucléoprotéines.

Les nucléoprotéines chromosomiales et les nucléoprotéines de la substance particulière voisinent donc dans les noyaux et vont croître côte à côte à partir de matériaux de construction qui sont en grande partie identiques.

Nos observations montrent que la synthèse des nucléoprotéines chromosomiales l'emporte sur les autres synthèses dans les cellules méristématiques en division active. Mais à mesure que la différenciation de la cellule se poursuit et que ses potentialités mitotiques baissent, le métabolisme des nucléo-protéines de la substance particulière devient de plus en plus important et finit par persister seul entraînant des transformations morphologiques considérables dans le noyau.

Sur l'évolution de la substance particulière dans les noyaux au cours de la différenciation cellulaire.

Dans les plantes en pleine activité, les nucléoprotéines chromosomiales sont toujours condensées en chromosomes morphologiquement définis, colorables par l'hématoxyline ou par la méthode de Feulgen. Dans les hibernacles, au contraire, nous n'avons pas observé de chromosomes dans les noyaux. La caryolymphe ne contient qu'un nucléole à protubérances dans les cellules méristématiques. Dans les cellules différenciées, elle renferme en dehors du nucléole, des plaques cristallines carrées ou rectangulaires plus ou moins grandes et plus ou moins nombreuses. Tout semble

donc se passer comme si les nucléoprotéines chromosomiales étaient condensées en chromosomes dans les cellules physiologiquement actives et dispersées amicroscopiquement dans les cellules au repos.

La substance particulière se trouve sous différentes formes dans les noyaux cellulaires des plantes en pleine activité. Sous sa forme dispersée amicroscopiquement, elle n'est pas décelable. On la trouve en plaques chromatiques Feulgen positives dans les cellules méristématiques, en plaques chromatiques Feulgen négatives encapsulées dans des vacuoles dans les cellules en voie de différenciation et en plaques cristallines carrées ou rectangulaires Feulgen négatives plongeant dans des vacuoles énormes dans les cellules différenciées.

Elle se présente toujours sous la forme de plaques cristallines carrées ou rectangulaires dans les noyaux des cellules des hibernacles. Ces dernières paraissent se trouver directement dans la caryolymphe, on n'observe jamais de vacuoles. Les cellules du mamelon méristématique ne contiennent pas de plaques cristallines, le nucléole porte simplement quelques protubérances chromatiques. Cette constatation est très importante parce qu'elle montre que la substance qui constitue les plaques chromatiques se conduit comme la substance chromosomiale. Elle est dispersée amicroscopiquement dans les noyaux des cellules qui sont au repos prolongé. La substance particulière Feulgen négative a une autre évolution, elle cristallise en plaques carrées ou rectangulaires. Que devient l'acide thymonucléique dans les noyaux des cellules des hibernacles ? Il paraît manquer complètement dans les noyaux de tous les tissus même méristématiques.

Comment les plaques chromatiques se forment-elles ?

Les faits : 1) Les plaques chromatiques se forment près du nucléole.

2) Elles sont Feulgen positives.

3) La substance nucléolaire qui est toujours Feulgen négative est Feulgen positive après sa dispersion, lors de sa condensation en disque chromosomio-nucléolaire.

4) Les demi-disques chromosomio-nucléolaires sont Feulgen positifs.

5) Dans les noyaux-fils naissants, les nucléoles naissants sont Feulgen positifs et les plaques chromatiques paraissent en sortir.

6) Dans les noyaux-fils constitués, les nucléoles sont Feulgen négatifs. Ils sont juxtaposés à des plaques chromatiques Feulgen positives.

Interprétation.

Comme les plaques chromatiques se trouvent très souvent à côté du nucléole, il est logique de penser que celui-ci intervient dans leur formation. D'autre part, les plaques chromatiques sont Feulgen positives, ce qui semble indiquer que l'acide thymonucléique joue aussi un certain rôle dans leur développement. Il est dommage que nous ne connaissions pas mieux le rôle que joue l'acide thymonucléique dans la formation des chromosomes. Pour Wrinch (1936), l'acide thymonucléique aurait

une fonction de liaison, il rattacherait latéralement entre-elles les longues chaînes moléculaires qui constituent les chromosomes. Il n'est pas impossible qu'il se conduise ici de la même manière. En effet, on peut supposer que les molécules des nucléoprotéines de la substance particulière sont rapprochées et orientées par adsorption à la surface du nucléole. Elles sont alors rattachées entre elles par les groupements d'acide thymonucléique qu'elles portent. La surface du nucléole provoquerait donc l'agglomération orientée des molécules de la substance particulière tandis que l'acide thymonucléique déterminerait leur agglutination en protubérances chromatiques.

Si le nucléole au repos a le pouvoir que nous venons de lui conférer, il doit le posséder à un plus haut degré pendant la division. En effet, sa substance se disperse à la fin de la prophase et les micelles qui le constituent doivent pouvoir adsorber toutes les molécules qui sont en suspension dans la caryolymphe. C'est ce qui semble se produire. La substance nucléolaire est Feulgen négative à la fin de la prophase, elle devient fortement Feulgen positive à la métaphase lorsque elle est condensée en un disque qui englobe les chromosomes disposés en plaque équatoriale.

Au cours de l'anaphase, les demi-disques sont Feulgen positifs. Ils pénètrent dans les demi-fuseaux de caryolymphe à la télophase et s'y désorganisent pour constituer les noyaux-fils. Les chromosomes quittent la substance nucléolaire qui se disperse pendant un temps très court. Au moment où elle recommence sa condensation en nucléole naissant, elle est toujours Feulgen positive. Mais à mesure que sa condensation se poursuit, elle donne naissance à deux phases : un nucléole vrai Feulgen négatif et des plaques chromatiques anguleuses Feulgen positives.

Ainsi, à chaque mitose, la substance nucléolaire effectuerait une véritable épuration de la caryolymphe en adsorbant toutes les molécules de la substance particulière qui s'y trouverait dispersée pour les agglomérer en suite par démixtion. L'acide thymonucléique les agglutinerait finalement en plaques chromatiques morphologiquement définies.

Comment les plaques chromatiques sont-elles encapsulées dans des vacuoles ?

Les faits : 1) Les plaques chromatiques sont Feulgen négatives pendant la métaphase et l'anaphase.

2) Au moment où les plaques chromatiques sont encapsulées dans des vacuoles, la caryolymphe se colore fortement par l'hématoxyline et le noyau a des contours polygonaux. Les plaques chromatiques encapsulées sont Feulgen négatives.

Interprétation.

Comme les plaques chromatiques sont Feulgen négatives pendant la métaphase et l'anaphase, on peut supposer que l'acide thymonucléique n'est pas fixé d'une manière très stable sur les molécules de la substance particulière. Ces dernières une fois orientées et agglutinées maintiennent probablement leur position les unes par rapport aux autres par les seules forces de la cohésion, à moins que les plaques ne

soient disloquées partiellement ou totalement dans certains cas et reconstituées pendant la télophase.

Au cours de la mitose, les plaques chromatiques ou leurs fragments sont transportés à la surface des demi-disques ou dans les demi-fuseaux et entrent ainsi dans la constitution des noyaux-fils. Au début de la télophase, on les voit sortir chromophiles des nucléoles naissants en voie de condensation. Elles sont parfois rattachées à la masse nucléolaire par un tractus constitué par la substance nucléolaire qui y est restée adhérente. Celle-ci est étirée par la condensation nucléolaire.

Aussi longtemps que les plaques se trouvent dans des noyaux qui ont des potentialités mitotiques élevées, dans lesquels la synthèse des nucléoprotéines chromosomiales peut se poursuivre, elles reprennent de l'acide thymonucléique à chaque télophase. Mais quand la capacité de division de la cellule décroît, tout se passe comme si la synthèse des nucléoprotéines particulières l'emportait jusqu'à se poursuivre seule quand la cellule a perdu ses potentialités mitotiques. Le métabolisme de l'acide thymonucléique lié à celui des nucléo-protéines chromosomiales étant réduit à rien, des réactions nouvelles se font jour qui modifient profondément le chimisme du noyau et sa morphologie. Tout se passe donc comme si l'acide thymonucléique freinait le développement de la substance particulière. Aussi longtemps qu'il est activement synthétisé, les noyaux gardent un aspect normal.

En l'absence d'acide thymonucléique, il est possible que le nucléole du noyau au repos, dans la cellule en voie de différenciation, puisse continuer à adsorber les molécules de la substance particulière à sa surface et à les agglomérer. Non agglutinés, ces agglomérats déterminent des réactions violentes dans la caryolymphe dont la charge électrique paraît inversée, ils sont encapsulés dans des vacuoles. Il est bien entendu que nous ne savons pas ce que ces vacuoles représentent. Sont-elles nées par démixtion de la caryolymphe ? Ou bien, appartiennent-elles à l'agglomérat qui a donné naissance à deux phases, l'une représentant un coacervat et l'autre son liquide d'équilibre (Bungenberg de Jong : 1932, 1936) ? Ou bien encore, représentent-elles une formation mixte née de la réaction de la caryolymphe et de la substance particulière et servant en quelque sorte de milieu d'équilibre entre les deux ? Nous ne le savons pas.

Nous venons d'esquisser la formation de plaques chromatiques encapsulées avec le concours du nucléole. Est-ce que les plaques chromatiques Feulgen positives peuvent perdre leur acide thymonucléique et se transformer en plaques Feulgen négatives encapsulées ?

Nous croyons pouvoir répondre d'une manière affirmative à cette question et voici nos arguments. Nous avons expliqué comment nous concevions la naissance des plaques chromatiques dans les noyaux télophasiques. Mais, une fois constituées, nous ne pensons pas qu'elles soient immuables. En effet, si à chaque caryocinèse, il ne s'en formait qu'une, même petite, après un certain nombre de divisions, elles seraient très nombreuses dans les cellules en voie de différenciation. Or, il n'en est jamais ainsi : on n'en observe toujours qu'un nombre relativement petit. Si bien que nous devons admettre qu'elles subissent des remaniements. Ces derniers peuvent

consister sans doute : 1° en une croissance qui se manifeste d'une manière permanente, les plaques fonctionnant comme des centres d'attraction sur lesquels les molécules ou les micelles libres peuvent venir se fixer ; 2° en dislocations qui se produisent au cours de la mitose et qui sont suivies de reconstruction. La dislocation pourrait se manifester au moment où les plaques paraissent perdre leur acide thymonucléique. La reconstruction pourrait fort bien avoir lieu au moment où la substance nucléolaire se disperse, au début de la télophase, pour se recondenser ensuite, en nucléole vrai, en abandonnant, par démixtion toute la substance particulière dont elle s'était chargée. Les plaques, leurs fragments, les micelles et les molécules libres agglomérées s'associeraient en plaques nouvelles dont les dimensions ne dépasseraient pas 2 μ. Leur voisinage avec le nucléole et la présence de tractus qui les unissent à ce dernier sont les témoins irrécusables de leur mode de formation.

Cependant, nous n'oserions pas affirmer que les remaniements que les plaques subissent ne sont pas plus profonds. Elles représentent, en effet, des réserves de nucléoprotéines qui peuvent sans doute être disloquées partiellement en molécules simples dont certaines d'entre elles sont capables d'entrer dans la constitution des nucléoprotéines chromosomiales qui se forment par synthèse dans les noyaux interphasiques. Tout se passe en somme comme si le développement en taille et en nombre des plaques chromatiques était strictement contrôlé et équilibré dans les cellules qui gardent de grandes potentialités de division. Cependant, avec la différenciation cellulaire, cette capacité se perd de plus en plus et nous pouvons concevoir qu'après une certaine caryocinèse, l'acide thymonucléique n'est plus synthétisé assez rapidement et en quantité suffisante pour neutraliser toutes les plaques. Les plaques non neutralisées sont encapsulées. Tout se passe comme si les plaques encapsulées étaient des formations capables d'une plus grande croissance, leurs dimensions peuvent être très supérieures à celles des plaques chromatiques Feulgen positives.

Comment les plaques encapsulées se transforment-elles en plaques cristallines carrées ou rectangulaires ?

L'accroissement considérable des vacuoles et la transformation des plaques encapsulées en plaques cristallines paraissent liés à l'état de la différenciation cellulaire. Nous n'avons trouvé des noyaux à grandes vacuoles et à plaques cristallines que dans les cellules complètement différenciées et physiologiquement actives et notamment dans les cellules assimilatrices des plantes en plein développement. Dans les hibernacles, nous n'avons observé que des plaques cristallines dans les noyaux, et cela, indépendamment de la différenciation cellulaire et de la présence de vacuoles nucléaires.

Ces observations nous conduisent à concevoir que le repos est favorable à la cristallisation, une notion qui est assez courante d'ailleurs. Dans la cellule physiologiquement active, la vacuole constituerait un milieu d'isolement chimique et physique à l'intérieur duquel la substance particulière pourrait s'accumuler, se concentrer et cristalliser.

Conclusions et résumé.

Nous pensons avoir étudié un matériel particulièrement favorable, parce qu'il nous a permis de suivre toute l'évolution nucléaire d'une même plante dans une seule coupe microscopique qui mesure 6 mm. sur 3 mm.

Les noyaux cellulaires des hibernacles aussi bien que des plantes en pleine végétation contiennent une substance particulière.

Elle peut s'y trouver sous la forme de plaques chromatiques Feulgen positives, de plaques (Feulgen négatives) encapsulées dans des vacuoles et de plaques cristallines Feulgen négatives.

Les plaques chromatiques et les plaques encapsulées dans des vacuoles se trouvent presque toujours au voisinage du nucléole.

Les plaques cristallines paraissent plongées directement dans la caryolymphe dans les noyaux des cellules des hibernacles. Elles sont contenues dans de grandes vacuoles dans les noyaux des cellules assimilatrices physiologiquement actives. Ces vacuoles déterminent le ballonnement des noyaux qui deviennent beaucoup plus grands que les cellules méristématiques entières.

La substance particulière est formée dans les cellules assimilatrices à partir des produits de l'activité photosynthétique. Elle est entraînée dans le méristème par le courant qui amène les matériaux nécessaires à la construction des nouvelles cellules.

Comme les plaques chromatiques se trouvent dans les noyaux et qu'elles se conduisent vis-à-vis de l'acide thymonucléique comme les chromosomes, nous pensons que la structure chimique de la substance particulière est celle des nucléoprotéines.

Le nucléole et l'acide thymonucléique jouent un rôle de premier plan dans la formation des plaques chromatiques. La substance nucléolaire dispersée adsorbe probablement les molécules et les micelles libres de la substance particulière à la fin de la prophase. Elle les abandonne par démixtion à la télophase et les agglomère en micelles orientées qui sont agglutinées par l'acide thymonucléique.

Au cours de la division, les plaques chromatiques entières ou leurs fragments sont transportés par la substance nucléolaire du noyau-mère dans le noyau-fils. Elles subissent des remaniements importants au cours de la caryocinèse. L'acide thymonucléique et la substance nucléolaire interviennent d'une manière très active. Leur taille paraît limitée, elle ne dépasse jamais 2 μ.

Quand, dans les cellules qui sont en voie de différenciation, les plaques chromatiques échappent à ces remaniements mitotiques, elles sont encapsulées dans des vacuoles à l'intérieur desquelles leur croissance peut se poursuivre. Elles sont Feulgen négatives. La charge électrique de la caryolymphe paraît inversée, elle se conduit comme un gel.

Dans les cellules différenciées, les vacuoles s'accroissent considérablement et constituent un milieu d'isolement chimique et physique à l'intérieur duquel la substance particulière s'accumule, se concentre et cristallise en plaques carrées ou rectangulaires. La caryolymphe paraît subir alors des transformations plus profondes :

elle donne naissance à deux phases, dont l'une est réticulée et l'autre homogène. Elle est refoulée vers la périphérie par le développement des vacuoles qui détermine un ballonnement très marqué des noyaux.

Ces transformations nucléaires paraissent être funestes aux cellules assimilatrices. Les feuilles meurent, de même que les portions externes de la souche et l'appareil radiculaire.

Le bourgeon central physiologiquement isolé constitue l'hibernacle qui passe par un long stade de repos. La cristallisation de la substance particulière encapsulée Feulgen négative se poursuit, les vacuoles disparaissent. La substance chromosomiale et la substance particulière constituant les plaques chromatiques Feulgen positives se dispersent. L'acide thymonucléique semble manquer complètement dans les hibernacles. Il apparaît comme l'expression la plus caractéristique de l'activité physiologique.

En résumé, tout se passe comme s'il existait deux métabolismes différents des nucléoprotéines dans les noyaux de *Pinguicula vulgaris* : le métabolisme des nucléoprotéines chromosomiales et le métabolisme des nucléopréotines de la substance particulière. Dans les noyaux méristématiques, le premier l'emporte sur le second. Dans les noyaux des cellules en voie de différenciation, le second l'emporte sur le premier. Dans les noyaux des cellules différenciées, le second se manifeste seul.

L'acide thymonucléique est lié au métabolisme des nucléoprotéines chromosomiales. Il paraît intervenir comme un facteur d'inhibition dans le métabolisme des nucléoprotéines de la substance particulière.

La substance nucléolaire intervient au cours de la mitose dans les deux métabolismes. Elle détermine en outre l'agglomération de la substance particulière. Le problème du rôle de la substance nucléolaire se pose d'une manière intéressante si, comme le pense Jean Brachet, le nucléole contient de l'acide pentosenucléique.

BIBLIOGRAPHIE

1. Brachet, J., 1938. *Le rôle physiologique et morphogénétique du noyau.* Actualités scientifiques et industrielles, Paris, N° 698.
2. Brachet, J., 1940. *La détection histochimique des acides pentosenucléiques.* C. R. de la Soc. de Biol., CXXXIII, 1, 88-90.
3. Bungenberg de Jong, H. G., 1932. *Die Koazervation und ihre Bedeutung für die Biologie,* Protoplasma, XV, 1, 110-173.
4. Bungenberg de Jong, H. G., 1936. *La coacervation, les coacervats et leur importance en biologie.* Actualités scientifiques et industrielles, Paris, N°s 397 et 398.
5. Conard, A., 1939. *Sur le mécanisme de la division cellulaire et sur les bases morphologiques de la cytologie.* Bruxelles, Travaux du Jardin expérimental Jean Massart.
6. Conard, A., . *Sur les plaques cristallines contenues dans les noyaux de* Pinguicula vulgaris L. Comptes-rendus du Congrès de l'Eau. Liège (juillet 1939).
7. Strugger, S., 1932. *Über das Verhalten des pflanzlichen Zellkernes gegenüber Anilinfarbstoffen.* Ein Beitrag zur Metodik der Bestimmung des isoelektrischen Punktes der Kernphasen. Planta, 18, 561-570.
8. Wrinch, D. M., 1936. *On the molecular structure of chromosomes.* Protoplasma, XXV, 550-569.

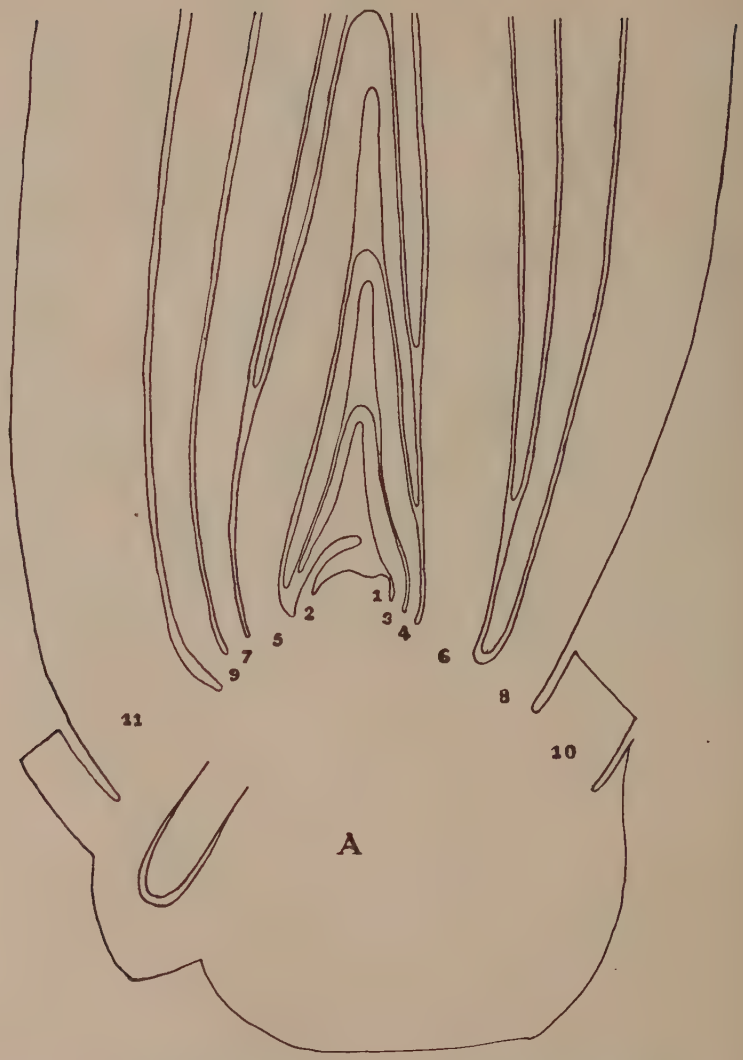
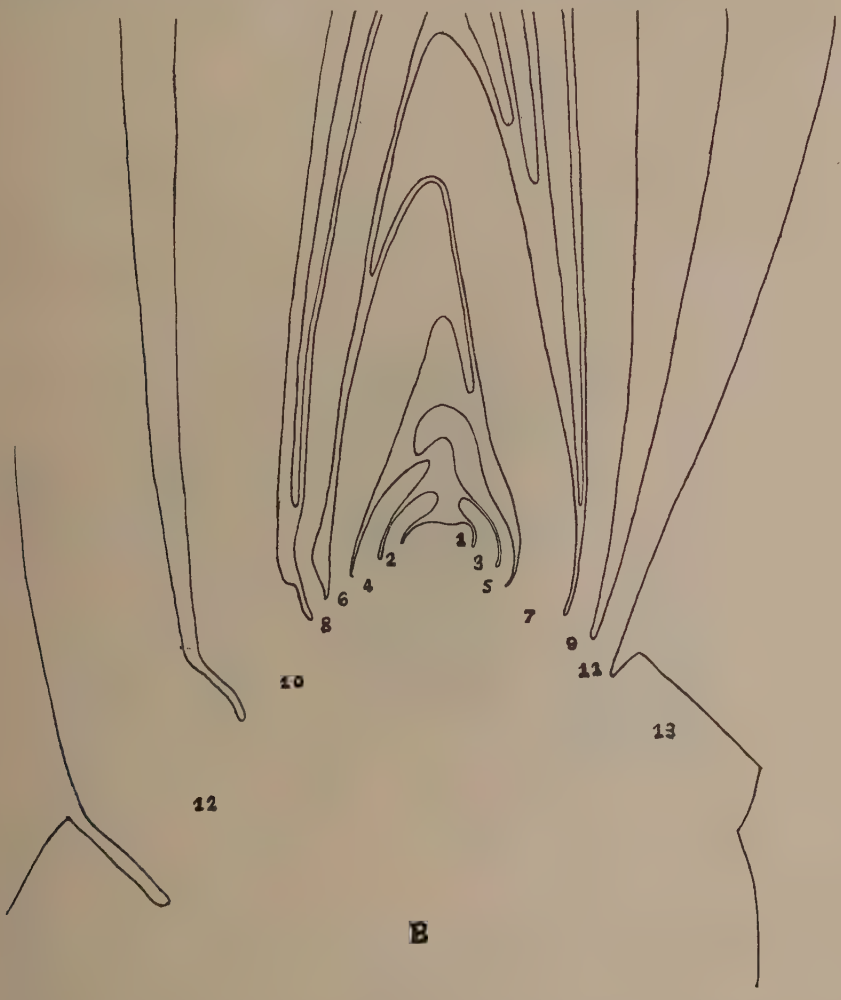


Fig. A. Coupe longitudinale de l'hibernacle. Les feuilles sont numérotées. Quand il est question, dans le texte, de la troisième ou de la quatrième feuille, cela signifie simplement que, dans le dessin, elles portent ce numéro d'ordre. Une jeune racine incluse dans la souche est représentée.

Fig. B. Coupe longitudinale de la portion centrale de la plante en pleine végétation. Les jeunes racines ne se trouvent pas dans la coupe que nous avons dessinée.

Les figures qui suivent sont toutes dessinées à la même échelle. Les noyaux des cellules différenciées sont parfois plus grands que les cellules méristématiques entières.



Les figures numérotées de 1 à 8 se rapportent à l'hibernacle.

Fig. 1. Une cellule du point végétatif. Le nucléole possède deux protubérances.

Fig. 2. Un noyau d'une cellule de la feuille marquée 3. Une petite plaque cristalline vue de profil est représentée.

Fig. 3. Une plaque cristalline est rattachée au nucléole par un tractus (feuille 3).

Fig. 4. Trois corpuscules chromatiques sont rattachés au nucléole par des pédoncules (méristème).

Fig. 5. Un noyau plus ou moins conique contenant deux plaques cristallines vues de profil.

Fig. 6. Un noyau dont les contours paraissent parfaitement carrés. On ne voit pas de membrane nucléaire (feuille 5).

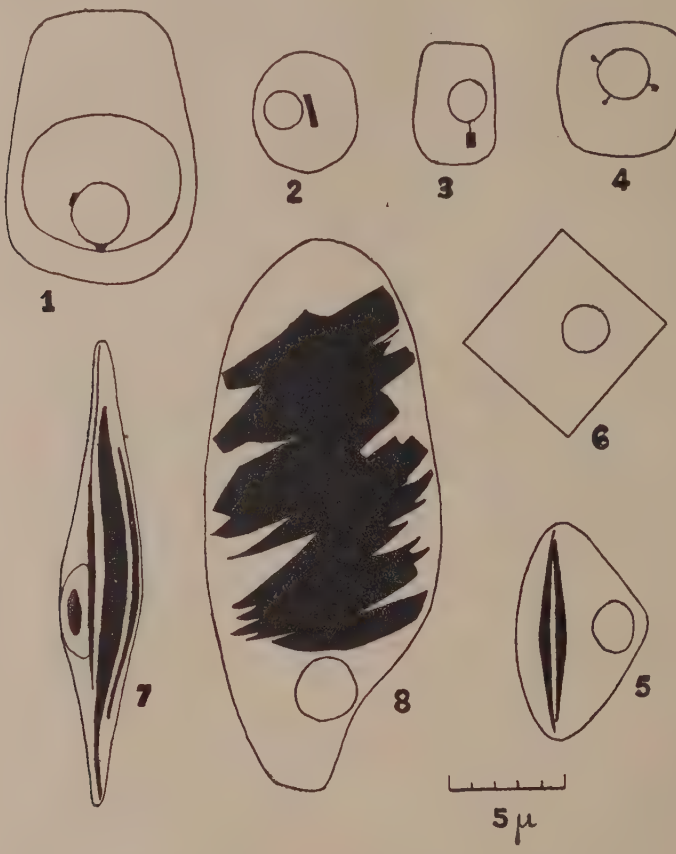


Fig. 7. Un noyau lenticulaire vu de profil dans lequel se trouvent de grandes plaques cristallines se présentant par la tranche. Le nucléole n'est coloré que dans sa portion centrale (feuille 11).

Fig. 8. Un noyau énorme, appartenant à une cellule très allongée dans le sens du grand axe du noyau, contient de nombreuses plaques cristallines. La disposition de ces dernières n'est pas très fréquente (feuille 11).

Les figures numérotées de 9 à 20 se rapportent à la plante en pleine végétation.

Fig. 9. Une cellule du point végétatif possède un noyau sphérique qui contient trois plaques

chromatiques à côté de son nucléole. L'une d'entre elles est rattachée à ce dernier par un pédoncule court et mince. Les chromosomes sont accolés à la membrane nucléaire. Le nucléole est plus intensément coloré à sa périphérie, mais nous n'avons pas pu représenter ce détail.

Fig. 10. Le noyau en prophase d'une cellule de la deuxième feuille montre un nucléole qui a commencé à gonfler. Une plaque chromatique rectangulaire a pénétré dans sa masse. Deux plaques chromatiques vues par la tranche et orientées perpendiculairement l'une par rapport à l'autre se trouvent près du nucléole.

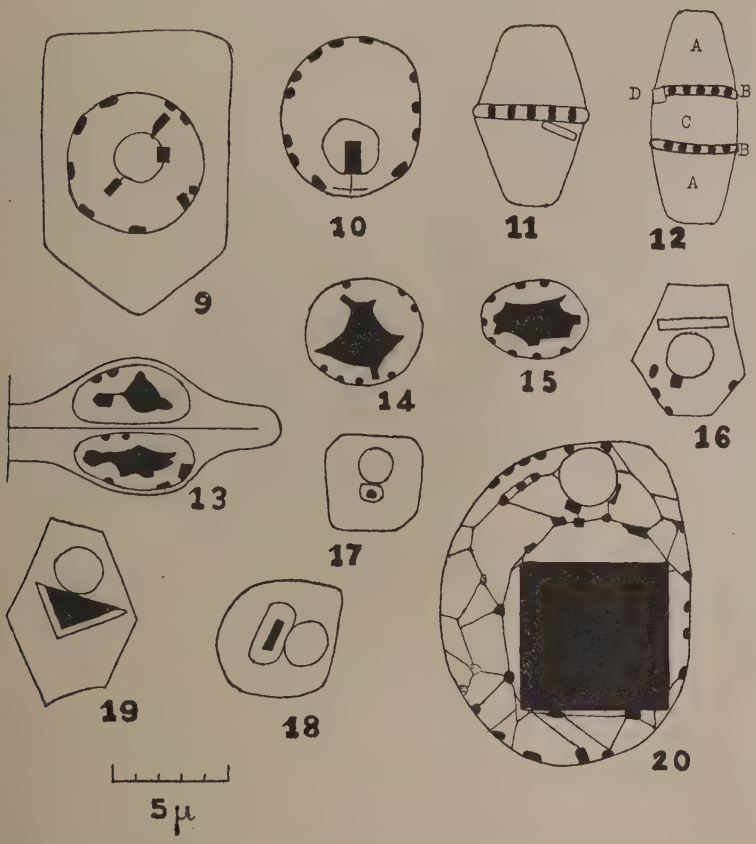


Fig. 11. Un fuseau métaphasique un peu schématisé montre un disque chromosomio-nucléolaire. Nous n'avons représenté que les cinq chromosomes que l'on observe quand la mise au point est faite sur le bord du disque. Une plaque chromatique décolorée se trouve dans le demi-fuseau inférieur, elle touche au disque chromosomio-nucléolaire. Les deux chromatides qui composent une paire chromosomiale ne sont pas discernables l'une de l'autre.

Fig. 12. Un fuseau anaphasique schématisé est composé de deux demi-fuseaux (A), de deux demi-disques chromosomio-nucléolaires (B) et du corps intermédiaire (C). Cinq chromatides

ont été représentées schématiquement dans chaque demi-disque. Une plaque chromatique décolorée (D) se trouve sur le bord gauche du demi-disque supérieur.

Fig. 13. Une télophase en vue latérale montre deux noyaux séparés par des membranes en voie de développement. Dans le noyau supérieur, deux chromatides ont été représentées contre la membrane nucléaire. Le nucléole naissant est en voie de condensation. Une plaque chromatique est complètement libérée, elle est encore rattachée à la masse nucléolaire par un tractus. Deux plaques chromatiques sont en voie de libération.

Fig. 14. Dans un noyau télophasique représenté en vue polaire, on observe les chromatides qui sont accolées à la membrane nucléaire. Le nucléole naissant possède cinq pointes qui représentent chacune une plaque chromatique en voie de libération.

Fig. 15. Un noyau télophasique en vue oblique montre un nucléole naissant avec sept pointes.

Fig. 16. Un noyau à contours polygonaux. La caryolymphe est fortement colorée en bleu. Une vacuole vue de profil apparaît au-dessus du nucléole comme un rectangle très allongé qui paraît coupé à l'emporte-pièce. Elle contient probablement une plaque chromatique qui est collée contre la face supérieure de la vacuole. Elle est très mince et se voit sans doute fort mal parce que la caryolymphe est colorée de la même manière qu'elle. Une plaque chromatique se trouve à côté du nucléole.

Fig. 17. Ce noyau contient une minuscule plaque encapsulée à côté de son nucléole. La caryolymphe vivement colorée en bleu ne permet pas de discerner les prochromosomes ni les plaques chromatiques.

Fig. 18. Une plaque encapsulée se trouve à côté du nucléole.

Fig. 19. Une plaque chromatique triangulaire est encapsulée dans une vacuole triangulaire.

Fig. 20. Un noyau d'une cellule assimilatrice de la feuille 11. Le réseau de caryolymphe a des mailles très larges. Les prochromosomes sont sur les travées du réseau et contre la membrane nucléaire. A côté du nucléole et sur les travées du réseau, on observe des plaques chromatiques. La vacuole contient une grande plaque cristalline carrée. Le nucléole est grand. Sa périphérie est colorée en bleu, alors que sa région centrale paraît grise. Il se présente avec le même aspect qu'un nucléole de cellule méristématique.

REVUE DE QUELQUES TRAVAUX RÉCENTS SUR LES MICROFOSSILES

PAR **H. KUFFERATH** (F. R M. S.)

Depuis vingt ans, de nombreux travaux ont été publiés au sujet des microfossiles. La micropaléontologie, qui ne connaissait jusqu'au début de ce siècle que les Foraminifères et les Diatomées ainsi que les Polycystines (Silicoflagellates) comme éléments microscopiques, a pris un essor remarquable.

On a en effet trouvé des restes d'organismes monocellulaires nouveaux qui ont pu être rattachés, soit aux végétaux, soit aux Protistes. En plus de ces éléments caractéristiques on trouve dans toute la série sédimentaire des débris cellulaires tant animaux que végétaux mal déterminés (fibres ligneuses, spicules, pollen etc.).

L'étude de ces formes multiples n'a été possible que grâce à des procédés de technique d'investigations nouvelles ou renouvellées. Pour les organismes siliceux (Diatomées, kystes silicifiés divers) on utilise les méthodes de désagrégation sulfurique et oxydante. On a obtenu des résultats par la méthode des coupes et lames minces, par l'étude des éclats de silex, par la libération des restes végétaux de la gangue rocheuse. Chacune de ces techniques a ses avantages et ses difficultés.

Par ces méthodes on est parvenu à reconnaître les organismes les plus divers appartenant à toutes les classes animales et végétales. Nous les passerons en revue, les projections qui illustrent cette causerie montrent la variété et la beauté des formes découvertes. Nous donnons à la fin de ce compte-rendu, forcément succinct, les indications bibliographiques qui permettront de s'orienter à ceux qui veulent approfondir ces questions.

Dans le groupe des organismes *Akariontes* (1), nous rencontrons tout d'abord les Bactéries (travaux de BERTRAND et de CAYEUX) et les Cyanophycées auxquelles on rattache une série d'organismes groupés en masses souvent calcareuses, parfois réunies en couches géologiques importantes. On s'accorde à leur rattacher les fossiles décrits sous les noms de *Cryptozoa, Gloeocapsamorpha* (2).

Des formations analogues appartiennent au groupe des Algues. Ce sont, par exemple, *Sphaerocodium gothlandicum, Epiphyton grande* du Cambrien. Les Algues calcaires voisines d'*Acetabularia* (espèce actuelle) sont bien connues dans l'Eocène parisien.

Les Algues récifales où l'on retrouve en coupe *Chlorellopsis coloniata* Reiss, sont bien décrites et sont comparables à ce que nous pouvons trouver de nos jours, en Belgique, dans les formations dites « crons » du Luxembourg méridional (4).

Des Algues ont été décrites sous les noms de *Pila minor* (Carbonifère). de *Reinchia*

australis (Permo-carbonifère) (5). On a trouvé dans ces terrains des Algues filamenteuses dites *Confervites* (5).

Parmi les Algues d'eau douce caractéristiques, signalons les *Desmidiées* (6) trouvées dans des dépôts glaciaires, mais non dans les dépôts tertiaires, du moins d'une façon certaine.

Ces découvertes, toutes intéressantes qu'elles soient, sont surpassées par celles d'organismes rattachés aux *Flagellés* et à certaines Algues marines monocellulaires (7) dont un exposé très détaillé a été fait par G. Deflandre. Ce même auteur (8) a exposé la technique de recherche des silex et celle des microfossiles dans diverses publications du Bulletin de la Société française de Microscopie et des Annales de Proptistologie. Il a tenté (7) un premier classement de toutes les formes reconnues. Ce travail préalable, mais nécessaire, sera certainement révisé.

Un des groupes importants est celui des *Chrysophyta*, Algues à plastides jaunes avec types primitifs caractérisés par des kystes siliceux sur lesquels la Classification est basée.

Dans le groupe des *Chrysostomacées* (9) on range les genres suivants :
Carnegia (Pant.) Deflandre avec expansions aliformes.

Chrysostomum (Chodat) Defl. Coques lisses, sans collerette, ni col marqué.
Outesia Frenguelli. Coques avec collerettes, lisses ou ornementées.
Chrysastrella (Chodat) Defl. Coques sans collerettes avec longs appendices.
Clericia (Freng.) Defl. Coques avec pores, munies ou non d'un col.
Deflandrela. Coques avec col coudé.

On range sous la dénomination générique *Archaeomonadacées* Defl. (12) toutes les coques de très petites dimensions, réparties entre plusieurs genres.

Depuis que ces groupes et espèces nouveaux ont été décrits d'après des échantillons d'origine géologique, on a retrouvé dans la nature actuelle des kystes en tout semblables. C'est ainsi que Conrad (10) a décrit des formes de *Carnegia* comme kystes d'*Uroglena soniaca*. Il a montré dans cette note que trois espèces du même genre *Uroglena* ont des kystes, qui seraient classés dans trois genres différents de *Chrysostomacées* fossiles. Dans des mares d'eau douces belges et étrangères (11) toute une série de formes nouvelles, semblables à celles des *Chrysostomacées* fossiles ont été trouvées, mais leur cycle vital n'a pu être établi, de sorte qu'il n'est pas possible de préciser leur position systématique réelle.

Les *Silicoflagellates* (7) qui sont des *Chrysophycées* généralement marines, connues depuis longtemps des géologues (*Dictyocha*, *Distephanus*, etc.) n'ont été étudiées que récemment vivantes. Il est de même des *Coccolitophorées* si abondantes dans les craies où elles étaient connues depuis 1830. Ces cocolithes appartiennent à des Flagellates à plastide jaune.

Près de ces organismes, Deflandre range des plaques étoilées du groupe des *Discoasteridées* dont le type a été décrit en 1927 par Tan Sin Hok (13). On n'a pas d'idée sur ce qu'étaient ces organismes.

Les *Ebriidées* si fréquentes du Pliocène au Paléocène, comprennent de nombreux genres. Ces Flagellés sont incolores et marins, leur position systématique n'est pas précisée.

A côté de ces éléments, on a trouvé des *Incertae sedis* : *Pseudorocella* Defl. siliceux (7), des coccolithes de *Stephanolithion Bigoti* Defl. et des organismes planctoniques calcaires : *Schizosphaerella* Defl. et Dang. tous trouvés dans diverses couches du Jurassique normand (14).

On place à côté des *Chrysophytae* le groupe des *Pyrrophyta* dont les Péridiniens forment un des éléments planctoniques à peu près aussi abondants que les Diatomées dans nos océans. On ne connaissait, avant 1920, que quelques Péridiniens fossiles ; depuis lors une moisson abondante de formes parfois extraordinaires est venue combler cette lacune. Ces organismes ont presque tous été trouvés dans des silex (surtout du Secondaire) par la méthode d'examen des éclats d'Ehrenberg reprise par Wetzel et par Deflandre (7, 8).

Ophiobolus est une espèce remarquable par le fait que Deflandre (7, 8) signale la présence de flagelles. La forme de cet organisme est peu caractéristique. Il n'en est pas de même des *Peridinites*, formes fossiles de Péridiniens décrites par Lefèvre (16) et Deflandre (7, 8). Me Le jeune-Carpentier (17) décrit *Goniaulax Wetzeli* espèce de Péridinien trouvée dans un silex crétacique. Divers *Gymnodinium*, *Ceratium*, *Palaeoperidinium*, etc., ont été signalés par Deflandre (18).

Les genres et espèces que nous venons de citer sont des Péridiniens bien caractérisés et indubitables. Les organismes suivants, bien que présentant une conformation assez semblable à celle des Péridiniens, ne sont pas connus dans la nature actuelle. On les groupe sous le nom d'*Hystrichosphaerideae O.* Wetzel. Ces formes sont peut-être des spores ou œufs d'organismes variés, la question n'est pas vidée. On les a trouvés surtout à l'époque crétacée, mais on en a aussi signalé (avec doute) dans des silexites primaires, des calcaires siluriens et dans un grès jurassique.

Hystrichosphaera ramosa Ehr. a été trouvé chez nous dans des silex des assises de Spiennes et de Nouvelles par Me Lejeune (19), plusieurs espèces ont été figurées par Deflandre (18) au Crétacé, d'autres ont été décrites par Deflandre et Courteville (20), spécialement dans le Turonien. Un des plus beaux spécimens est fourni par *Hystrichosphaeridium asymetricum* Defl. du Sénonien de Marcoing. De telles formes ne rappellent en rien les Péridiniens. Deflandre signale avec raison que Meunier a décrit des éléments planctoniques voisins « *Incertae sedis* », dans ses études marines (Mer de Barents, Mer flamande).

Les géologues ont décrit dans le Jurassique, des organismes problématiques sous le nom de *Calpionella* que Deflandre rapproche des Tintinnides, suivant l'hypothèse de Colm et Thalmann.

Telles sont les principales formes de microfossiles nouvellement décrites. Il est remarquable de constater que les terrains crétaciques se sont montrés particulièrement riches en formes nouvelles, peut-être parce que fournissant un matériel plus facile à étudier. Il est possible que d'autres couches géologiques hébergent des organismes tout aussi curieux dont l'inventaire ne peut qu'apporter des documents nouveaux.

BIBLIOGRAPHIE

1. Skuja, H. — *Die phylogenetischen entwickelungsrichtungen bei den Protisten.* Acta Biologica Latvica, 1938, VIII.
2. Seward, A. C. — *Plantlife through the Ages.* Cambridge 1933.
3. Bradley. — *Algae reefs an oolithes of the Green Rriver formation Wyoming (Colorado) and Utah.* U. S. A. Geol. Surv. Washington, 1929.
4. Van Oye et Hubert, B. — *Recherches sur les crons du Jurassique belge.* Biol. Jaarb. Dodonea, 1937, IV, 231.
5. Twenhoffel, W. H. — *Treatise on sedimentation.* Baltimore, 1932.
6. Messikomer, E. — *Beitrag zur kenntnis der fossilen und subfossilen Desmidiaceen.* Hedwigia, 1938, T. 78, p. 107.
7. Deflandre, G. — *Les Flagellés fossiles.* Actualités scientifiques et industrielles. N. 335, Exposé de géologie, Ed. Hermann, 1935.
8. Deflandre, G. — *Les microfossiles de la craie et des silex.* La Nature, N. 3010, 1er oct. 1937.
9. Andrieu, B. — *Note sur les Chrysostomatacées d'une tourbe de l'île de Kerguelen.* Bull. Soc. Fr. Microsc. 1936, V, p. 51.
10. Conrad, W. — *Observations sur Uroglena soniaca n. spec.* Bull. Mus. R. Hist. Natur de Belgique, 1938, XIV, N. 42.
11. Conrad, W. — *Kystes de Chrysomonadines ou Chrysostomacées.* Ibidem, 1938, XIV, N. 46.
12. Deflandre, G. — *Troisième note sur les Archaeomonadacées.* Bull. Soc. Fr. de Microsc. 1938, VII, p. 73.
13. Tan Sin Hok, cité par Deflandre (7) voir aussi Deflandre, *Bull. Soc. fr. Microsc.* 1934, III, p. 59.
14. Deflandre et L. Dangeard. — *L'étude micropaléontologique des marnes et argiles Oxfordiennes de Villers-sur-mer.* Signalé Bull. Soc. fr. Microsc. 1939, VIII, p. 47.
15. Deflandre, G. — *Revue sur les microfossiles des silex de la craie.* Ibidem, 1935, IV, 116.
16. Lefèvre, M. — *Les Péridiniens des Barbades.* Ann. de Cryptog. exotique, 1934-1935.
17. Lejeune-Carpentier, *Un nouveau Péridinien crétacique : Goniaulax wetzeli.* Soc. géol. Belgique, Bull. 1939, T. 62, p. B. 525.
18. Deflandre, G. — *Considérations biologiques sur les microorganismes d'origine planctonique conservés dans le craie.* Bull. biol. France et Belgique, 1935, LXIX, p. 213.
19. Lejeune-Carpentier, M. — *Encore Hystrichosphaera ramosa Ehr., les coques dédoublées, le flagelle.* Ann. Soc. Géol. Belgique, 1937, LX, B. 321.
20. Deflandre et Courteville, H. — *Note préliminaire sur des microfossiles des silex crétacés du Cambrésis.* Bull. Soc. française Microscopie, 1939, VIII, 95.
21. Deflandre, G. — *Tintinnoïdiens et Calpionelles.* Ibidem, 1936, V, 112.

LISTE DES MEMBRES EFFECTIFS

DE LA

SOCIÉTÉ ROYALE DE BOTANIQUE DE BELGIQUE

MAI 1941

1933. Aernouts, Régina (Mᵉˡˡᵉ), pharmacienne, 43, Lange Gasthuisstraat, Anvers.
1920. Angenot, H., chimiste, 15, Vinkenstraat, Anvers.
1920. Aubert, Marie (Mᵉˡˡᵉ), inspectrice honoraire des Écoles normales, 1, rue Rouge, Uccle.
1935. Autome, M., professeur, 48, avenue des Sept Bonniers, Uccle.
1935. Baar, P., ingénieur, 13, quai de Rome, Liège.
1931. Balle, Simone (Mᵉˡˡᵉ), 58, rue Frédéric Pelletier, Schaerbeek.
1910. Barzin, Jeanne (Mᵉˡˡᵉ), directrice d'école, 39, rue Emmanuel Van Driessche, Ixelles.
1923. Bastin, C., docteur en médecine, 161, rue de Châtelet, Marchienne-au-Pont.
1939. Bastin, René, chimiste-micrographe au Laboratoire du Congo belge, 11, rue Neuve, Tervueren.
1912. Beeli, M., mycologue, 33, rue Berckmans, Saint-Gilles (Bruxelles).
1921. Beguinot, A., professeur à l'Université, Institut botanique de Gênes (Italie).
1932. Berghs, J. (l'abbé), docteur en sciences, directeur de l'École professionnelle, Hasselt.
1934. Bernard, Simone (Mᵉˡˡᵉ), pharmacienne, 16, avenue O. Van Goidtsnoven, Uccle.
1920. Boon, F., négociant, 17, marché au Poisson, Louvain.
1920. Bouillenne, R., professeur à l'Université, directeur de l'Institut botanique, 3, rue Fuchs, Liège.
1907. Bouly de Lesdain, M., docteur en sciences, 16, rue Emmery, Dunkerque (Nord) France.
1923. Buchet, P., professeur à l'Athénée Royal, 44, rue du Fort, Charleroi.
1927. Buxant, Fern., professeur à l'Athénée Royal, 39, Rive Droite du Canal, Mons.

1939. Callens, Hubert (Révérend Père), professeur au Collège Saint-Joseph, 13, rue de Bruxelles, Alost.
1935. Castagne, Émile, ingénieur chimiste agricole, Laboratoire de Recherches chimiques du Ministère des Colonies, Tervueren.
1929. Cercle de Botanique liégeois, Institut de Botanique de l'Université, Liége.
1929. Cercle des Naturalistes belges, 22a, place de l'Industrie, Bruxelles.
1929. Cercle des Naturalistes de Charleroi, 177, chaussée de Charleroi, Montignies-s/Sambre (Hainaut).
1892. Charlet, Alf., greffier en chef honoraire, Vierset-Barse (prov. de Liège).
1937. Cobut, Georges, Barbençon (Hainaut).
1929. Collaer, P., professeur à l'Athénée Royal, 28, avenue Émile Duray, Ixelles.
1931. Colmant, Germ. (Melle), docteur en sciences, 39, avenue de l'Hôpital français, Koekelberg-Bruxelles.
1920. Conard, A., professeur à l'Université, 1850, chaussée de Wavre à Auderghem (Bruxelles).
1941. Conard, Victor, étudiant, 1850, chaussée de Wavre à Auderghem (Bruxelles).
1927. Cornil, Gast., régent à l'École moyenne de Philippeville (Namur).
1935. Cosanday, Florian, professeur à l'Institut botanique de l'Université de Lausanne (Suisse).
1920. Culot, A., docteur en médecine, 177, chaussée de Charleroi, Montignies-sur-Sambre (Hainaut).
1932. Damblon, J., 13, rue Gérardrie, Liège.
1927. d'Ansembourg, Victor (Comte), château d'Assenois par Lavaux (prov. de Luxembourg).
1939. Darimont, Freddy, 92, rue des Fontaines, Vottem (Liège).
1939. De Boëver, Germ., 10, Oostdreef, Deinze.
1920. De Decker, M., chimiste, 4, rue Minkelers, Anvers.
1930. De Geest, Berthe (Melle), docteur en sciences naturelles, 36, avenue de l'Université, Ixelles.
1925. De Graef, Rich., avoué, 9, rue Louise à Anvers.
1941. De Langhe, J. E., 9, ingénieur Osijlei, Mortsel, Anvers.
1921. De Litardière, R., professeur à la Faculté des Sciences de Grenoble, Isère (France).
1933. Demaret, Fernand, assistant au Jardin Botanique de l'État, 236, rue Royale à Bruxelles 3.
1936. De Poerck, Roger, étudiant, 37, rue Archiduchesse à Ostende.
1927. Desguin, Em., docteur en médecine, 141, rue du Midi, Bruxelles.
1914. De Wever, A., naturaliste-botaniste, Nuth (Hollande).
1883. De Wildeman, Em., directeur honoraire du Jardin Botanique de l'État, 122, rue des Confédérés, Bruxelles.
1920. De Witte, Gast., attaché au Musée colonial de Tervueren, 203, avenue de la Chasse à Etterbeek.

1925. Dropsy, G. (abbé), professeur de sciences, Collège N. D. de la Tombe, Kain (Tournai).
1937. Druet, J., instituteur, 42, rue de Moscou, Dampremy (Hainaut).
1920. Dupont, P., industriel, 30, avenue Hamoir, Uccle.
1919. Dupréel, E., professeur à l'Université, 46, avenue Maurice, à Ixelles.
1937. Duquesne, Georges, Maître d'École, Bléharies (H^t).
1919. Durieux, Ch., directeur honoraire des Télégraphes, 179, avenue du Prince Héritier, Woluwe Saint-Lambert (Bruxelles).
1934. Duvigneaud, Paul, 15, rue Saint-Henri, Woluwe Saint-Lambert (Bruxelles).
1940. Duvigneaud-Bléret, L., (M^me), 15, rue Saint-Henri, Woluwe-Saint-Lambert.
1926. Estienne, V., professeur à l'Université, Institut Carnoy, 36, rue Léopold, Louvain.
1919. Eusèbe, Marcel (Rév. Frère), professeur à l'École normale, Institut Saint-Berthuin, Malonne (Namur).
1893. Even, Ch., préfet des études honoraire, 65, avenue Bouvier, Saint-Mard (Virton), (prov. Luxembourg).
1941. Evens Fr. 2, Zandberg, Gand.
1929. Ferdinand (Rév. Frère), professeur à l'École normale, 198, rue Terre-Neuve, Bruxelles.
1921. Ferrand, M., ingénieur agronome, 26, chaussée de Boitsfort, à Ixelles.
1934. Fils, Gabrielle (M^elle), 21, rue du Tintoret, Bruxelles.
1935. Fouarge, M., professeur à l'Athénée Royal, 4, rue Bois l'Évêque, Liège.
1938. Fouss, Edm., professeur à l'École normale, rue des Coloniaux, Virton (prov. Luxembourg).
1932. Franchomme, F. (M^me), 33, rue Montoyer, Bruxelles.
1907. Fritsché, Emma (M^elle), professeur honoraire d'Athénée et d'École normale de l'État, 216, rue de la Verrerie, Beauséjour, Seraing (Liège).
1941. Fröschel, Paul, docteur en Sciences, 30, rue du Gouvernement provisoire à Bruxelles.
1932. Funke, G., professeur à l'Université, Institut Botanique, 6, Musschenstraat, Gand.
1920. Géronnez, Alb., directeur, 60, avenue Albert-Elisabeth, Woluwe-Saint-Lambert (Bruxelles).
1940. Ghysels, Victor, 287, avenue Kersbeek, Uccle.
1911. Gillain, Jules (abbé), professeur de Sciences au Collège Saint-Joseph, Virton (prov. de Luxembourg).
1923. Gilta, Gaston, docteur en sciences naturelles, agrégé à l'Université, 164, rue des Carmélites, Uccle.
1891. Goffart, J., professeur honoraire d'Athénée Royal, 53, rue Ambiorix, Liège.
1935. Goossens-Fontana, M. (M^me), correspondante du Jardin Botanique de l'État, Binga (Congo Belge).
1935. Gossiaux, L., employé, 3, rue de l'Instruction, Anderlecht.

1929. Gremling, G. (Mlle), professeur à l'École normale, 43, avenue de la Fauconnerie, Boitsfort (Bruxelles).
1933. Grevens, Walther, régent à la section d'Athénée, 20, rue du Cardinal Mercier, Diest.
1920. Hannevart, Germ. (Mlle), professeur au Lycée, 109, rue Général Gratry, Schaerbeek.
1930. Hanquiniaux (Mme), professeur à l'École normale, 14, rue Mercelis, Ixelles.
1938. Hanssens, J. B., fonctionnaire, 624, chaussée d'Alsemberg, à Uccle.
1930. Hardy, Paul, docteur en médecine, 22, avenue Étienne Gaudre, Liège.
1914. Hauman, L., professeur à l'Université, 31, avenue de la Chasse, Etterbeek.
1934. Heineman, Paul, 108, rue de la Limite, Saint-Josse-ten-Noode.
1936. Hendrickx, Fr. L., ingénieur des Industries agricoles, mycologiste à l'Inéac, Mulungu-Kivu (Congo Belge).
1935. Henin, Henri, comptable, 101, rue Grégoire Chapuis, Seraing.
1935. Henrard, P. (Rév. Père), docteur en sciences, professeur au Collège N. D. de la Paix, 59, rue de Bruxelles, Namur.
1930. Henrotin, L., directeur honoraire des Écoles provinciales d'horticulture, de sylviculture et de petit élevage de Mariemont, Oster-Odeigne, Manhay (prov. de Luxembourg).
1911. Hertogne, Luc, docteur en médecine, 10, chaussée de Malines, Anvers.
1923. Heuertz, F., professeur, 15, rue Aldringer, Luxembourg (G. D. de Luxembourg).
1924. Hocquette, Maurice, professeur à la Faculté des Sciences de l'Université Directeur de l'Institut d'essais de semences et de recherches agricoles, 20, place Jeanne d'Arc, Lille, (France, Nord).
1926. Homes, M., chargé de cours à l'Université, 74, rue Ernest Salu, Bruxelles II.
1923. Hostie, L., négociant, 39, rue de la Princesse, Anvers.
1907. Houzeau de Lehaie, Jean, château de l'Ermitage, Saint-Symphorien, Mons.
1934. Imler, Louis, mycologue, 117, Paalstraat, Schoten (Anvers).
1925. Jacques, Jos., pharmacien, Laboratoire d'analyse agréé par l'État, Thimister-Clermont (prov. Liège).
1927. Jeener-Massart, H. (Mme), Docteur en sciences, 81, rue des Frères Goemaere, Auderghem (Bruxelles).
1933. Jungers, V. (abbé), docteur en sciences, 9, rue du Manège, à Louvain.
1912. Kort, A., directeur de la Société Anonyme Horticole, Calmpthout.
1933. Kraentzel, Georgette (Mlle), docteur en sciences, 123, rue Froissart, Bruxelles 4.
1908. Kufferath, Hub., directeur du Laboratoire intercommunal bactériologique, 20, rue Joseph II, Bruxelles.
1892. Lameere, A., professeur émérite à l'Université, 103, rue de Livourne, Ixelles.

1929. Larose, E., assistant à la Station d'Amélioration des plantes de l'État, 47, avenue des Combattants, Gembloux.
1919. Lathouwers, Victor, professeur à l'Institut agronomique de l'État, 39, rue des Châtaignes, Forest (Bruxelles).
1923. Lebrun, J., Inéac, 14, rue aux Laines, Bruxelles.
1931. Leclercq, Suz. (Melle), professeur à l'Université, 96, rue de Hesbaye, Liège.
1920. Ledoux, P., docteur en sciences, 7, avenue Roger Vandendriessche, Woluwe-Saint-Pierre (Bruxelles).
1912. Lefebvre-Giron, A. (Mme), 5, avenue d'Hougoumont, Uccle (Bruxelles).
1929. Lejour, A. (Melle), professeur à l'École normale, 43, avenue de la Fauconnerie, Boitsfort (Bruxelles).
1934. Lequime, Pierre, 15, Avenue de la Brabançonne, Bruxelles 4.
1938. Lequime-Glorie, Simone (Mme), 15, avenue de la Brabançonne, Bruxelles.
1941. Léonard, Jean, 28, rue Guillaume Kennis, Schaerbeek.
1937. Leroy, Victor, directeur au Ministère des Colonies, 10, rue des Bollandistes, Etterbeek.
1920. Lesent, Alice (Melle), professeur au cours d'éducation A et B, 62, rue des Tirailleurs, Saint-Gilles (Bruxelles).
1940. Louis, Jean, docteur en sciences, Ingénieur agronome, 13, rue W. Kühnen, Schaerbeek.
1932. Manil, Paul, chargé de cours à l'Institut agonomique de l'État, chaussée de Tirlemont, Gembloux.
1891. Marchal, Em., professeur émérite à l'Institut agronomique de l'État, 48, avenue des Combattants, Gembloux.
1924. Maréchal, Arth., directeur honoraire d'école, 14, rue Edouard Wacken, Liège.
1938. Marichal, M., 13, rue Camille Lemonnier, Ixelles.
1941. Marlier, G., docteur en sciences zoologiques, 107, rue Defacqz, Saint-Gilles, Bruxelles.
1937. Marlier-Spirlet M. L (Mme), 107, rue Defacqz, Saint-Gilles (Bruxelles).
1923. Martens, Pierre, professeur à l'Université, 23, rue Marie-Thérèse, Louvain.
1893. Matagne, H., docteur en médecine, 84, Boulevard Général Jacques, Ixelles.
1938. Maton, J., Elf Julystraat, 34, Bruges.
1939. Michiels, E., régent honoraire, 10, avenue Albert, Aerschot.
1925. Monoyer, Arm., docteur en sciences, professeur à l'Université, 141, rue Féronstrée, Liège.
1938. Moortgat, R., 60, Antwerpsche Steenweg, Gand.
1934. Moulaert, Berthe (Melle), 15, avenue Coghen, Uccle.
1936. Moureau, J., Inéac, Bambesa (Buta) Congo belge.
1938. Muller, Camille (abbé), professeur à l'Université, Institut Carnoy, 9, rue du Manège, Louvain.
1920. Naveau, Vict., naturaliste, 272, Longue rue des Images, Anvers.

1920. Navez, A., docteur en sciences, professeur à l'Université, Pond Street, Hopkinton, Mass. U. S. A.
1933. Nihoul, Marcel, docteur en sciences, professeur d'Athénée, 3, rue de la Limite, Ans-lez-Liège.
1922. Orman, Em. (Chanoine), professeur à l'Université, 26, rue du Canal, Louvain.
1930. Palmers de Terlamen, Alb., député permanent honoraire, Kolmenhof, Stevoort (Limbourg).
1939. Panneels, Fr., 145, Montagne Saint-Job, Uccle (Bruxelles).
1933. Persy, Jean, Schoonhoven (Aerschot), Brabant.
1934. Petrickx, Lucien, 63, rue Saint-Pétersbourg, Ostende.
1896. Philippe, Arm., professeur honoraire, 49, avenue des Rogations, Woluwé Saint-Lambert (Bruxelles).
1941. Pittery, R., quai Saint-Georges, 5, Gand.
1930. Prévot, Pierre, assistant à l'Université, 91, rue Saint-Gilles, Liège.
1940. Purnal Hardy (M^me^), Devant le Pont (Visé).
1930. Quarré, P., ingénieur agricole botaniste au Comité spécial du Katanga, 51, avenue de Visé à Watermael (Bruxelles). Boîte postale 925 Elisabethville (Congo belge).
1932. Remacle, G., directeur de l'Athénée, 23, rue C. Moury, Dour (Hainaut).
1926. Robijn, G., assistant à l'Institut Pasteur, 42, avenue des Bouleaux, Watermael (Bruxelles).
1923. Robijns, Walter, directeur du Jardin botanique de l'État, professeur à l'Université, 56, rue des Joyeuses Entrées, Louvain.
1927. Rousseau, Désiré, professeur à l'Athénée Royal, 50, avenue des Sept Bonniers, Uccle.
1925. Schinz, Hans, professeur à l'Université de Zurich (Suisse).
1904. Schouteden-Wéry, Joséphine (M^me^), professeur honoraire, Pavillon du Musée Colonial, Tervueren (Brabant).
1935. Sepulchre, Gaspard, préparateur technicien au Jardin Botanique, 21, rue Ambiorix, Liège.
1938. Sloff, Jan, G., Halsterseweg, Bergen op Zoom, Hollande.
1912. Smets, G., professeur à l'Université, 51, rue des Bollandistes, Etterbeek.
1937. Société Anversoise de Micrographie, 39, rue de l'Harmonie, Anvers.
1930. Soyer-Poskin (M^me^), Station de sélection de Gandajika par Luputa-Lomani (Congo Belge).
1926. Staner, Pierre, docteur en sciences, directeur au Ministère des Colonies, 4, avenue du Château, Tervueren (Brabant).
1919. Sternon, F., professeur à l'Université, 8, rue Forgeur, Liège.
1927. Steyaert, R., mycologiste de l'Inéac, laboratoire de Bambesa, Uélé (Congo Belge).
1926. Stockmans, F., chef de la section paléobotanique au Musée d'Histoire Naturelle, 27, rue de l'Arbre bénit, Ixelles.

1926. Stockmans-Willière, Y. (Mme), docteur en sciences, 27, rue de l'Arbre bénit, Ixelles.
1920. Tits, D., directeur de l'Instruction publique de la Ville de Bruxelles, 30, rue Colonel Chaltin, Uccle.
1919. Toussaint, Franc. (abbé), curé à Ondenval-lez-Waisnes, Malmédy (prov. de Liège).
1937. Uyttebroeck, G. (Mme), 69, Square Marie-Louise, Bruxelles.
1933. Van Aersdchot, Eug., chef préparateur au Jardin botanique de l'État, 21, rue Henri Stacquet, Bruxelles, 3.
1898. Van Aerdschot, Paul, bibliothécaire retraité du Jardin Botanique de l'État, 21, rue Henri Stacquet, Bruxelles 3.
1940. Van den Berghe, C., régent, 65, avenue Jean Dubrucq, Molnebeek.
1912. Vanderlinden, E., météorologiste à l'Institut royal météorologique de Belgique, 1026, chaussée de Waterloo, Vert Chasseur, Uccle.
1932. Vanderwalle, Roger, assistant à la Station de Phytopathologie de l'État, 5, rue Léopold, Gembloux.
1940. Vandevyvere, P., pharmacien, 39, rue Haute, Bruges.
1923. Van Frayenhoven, Th., droguiste, 38, chaussée de Haecht, Saint-Josse-ten-Noode.
1927. Van Hoeter, Fréd., 71, boulevard de Waterloo, Bruxelles.
1935. Van Meel, Louis, chimiste, 12, rue Huybrechts, Anvers.
1922. Van op den Bosch, Jeanne (Melle), régente, 93, rue Anatole France, Schaerbeek.
1922. van Oye, Paul, professeur à l'Université, 30, boulevard Saint-Liévin, Gand.
1935. Van Schoor, Germaine (Melle), 32, avenue Maréchal Foch, Schaerbeek.
1924. Van Straelen-Poirier (Mme), 7, avenue Géo Bernier, Ixelles.
1930. Vanwijngaerden, A., directeur de l'École d'Horticuture de l'État, Vilvorde.
1938. Verleyen, Émile, J.-B., professeur à l'Université Coloniale, Directeur du Service des Plantations et du Jardin Botanique de la ville, 24, rue Léopold, Anvers.
1925. Verplancke, G., professeur à l'Université, 31, Ledeganckstraat, Gand.
1920. Vlemincq, A., professeur à l'Athénée communal de Schaerbeek, 60, rue des Hêtres, Linkebeek (Brabant).
1938. Veth, B. M., agronome journaliste, 7, rue de l'Union, Saint-Josse-ten-Noode (Bruxelles).
1941. Wouters, W., Ingénieur agronome colonial, 174, rue de Moulin, Bruxelles.

TABLE DES MATIÈRES

du tome LXXIII.

Composition du Conseil d'Administration de la Société Royale de Botanique de Belgique pour l'année 1940 5

MM. P. VAN OYE et G. CORNIL. — Desmidiées de la Campine belge. Étude biogéographique 7

Assemblée générale du 4 février 1940 91

M. A. CONARD. — Sur *Coniophora cerebella* et sur les champignons qui se sont associés à lui dans un cas de destruction de planchers 93

M. R. BOUILLENNE. — Compte-rendu de l'herborisation générale de la Société Royale de Botanique de Belgique dans les Hautes-Fagnes 117

Séance du 5 mai 1940 120

Mᵉˡˡᵉ G. GREMLING. — La germination et les premiers stades de développement de *Lemanea (Sacheria) fucina* Bory 122

M. J. MOUREAU. — Rhizogénèse chez *Coleus* sous l'influence de l'hétéroauxine — Histologie et Physiologie du phénomène 142

Séance du 1ᵉʳ décembre 1940 200

M. A. CONARD. — Sur les noyaux de *Pinguicula vulgaris* 201

M. H. KUFFERATH. — Microfossiles 225

Liste des membres effectifs de la Société Royale de Botanique de Belgique 229

IMPRIMERIE J. DUCULOT, GEMBLOUX (*Imprimé en Belgique*).